

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DEL ACOCIL ROJO

*Procambarus clarkii* (GIRARD, 1852) CON UN ALIMENTO

NATURAL Y UNA DIETA FORMULADA BAJO

CONDICIONES DE LABORATORIO.

Por

NANCY BUSTILLOS GARZA

Como requisito parcial para obtener el Grado de

MAESTRO EN CIENCIAS

Con especialidad en Recursos Alimenticios y Producción Acuícola

Junio, 2012

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DEL  
ACOCIL ROJO *Procambarus clarkii* (GIRARD, 1852) CON UN  
ALIMENTO NATURAL Y UNA DIETA FORMULADA  
BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO**

**Comité de Tesis**

---

Dr. Gabino A. Rodríguez Almaraz  
Director de tesis

---

Dr. Jesús Ángel de León González  
Secretario

---

Dr. Roberto E. Mendoza Alfaro  
Vocal

## **AGRADECIMIENTOS**

xpresar mi agradecimiento al Dr. Gabino A. Rodríguez Almaraz Asesor en la realización de esta tesis por permitirme formar parte de su equipo de trabajo y por todo el apoyo brindado. De igual forma agradezco al Dr. Jesús Ángel de León González y el Dr. Roberto E. Mendoza Alfaro por formar parte del Comité de Tesis, por compartir sus experiencias y conocimientos realizando siempre las mejores aportaciones y sugerencias durante la revisión de este trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico para la realización de mis estudios de Postgrado.

A mi familia por el apoyo incondicional que siempre me han demostrado en cada uno de los proyectos de mi vida personal y profesional.

A todos los compañeros del Laboratorio de Artrópodos con los que en diferentes etapas de mis estudios y durante la elaboración de este trabajo de investigación compartieron conmigo momentos de mucho trabajo y esfuerzo pero también una gran cantidad de experiencias inolvidables.

Brindo también un sincero agradecimiento a todas las personas que de una u otra forma han colaborado en la realización de esta tesis.

## **DEDICATORIA**

Dedico especialmente este trabajo al Sr. José Carlos Zavala Flores quién desde el inicio de mi carrera ha sido un gran compañero y amigo, además de convertirse en el mejor esposo y el mejor padre de mis dos maravillosos hijos Carlos Emilio y Evan Mateo Zavala Bustillos, a quiénes dedico con un profundo amor cada uno de mis logros y ofrezco el trabajo de cada día de mi vida.

Quiero hacer una mención y dedicatoria especial con gran cariño a mi madre la Sra. Sulema Garza Gutiérrez y mi abuelo el Sr. Natividad Garza Carrillo por creer siempre en mí y alentarme cada día para lograr mis metas.

## TABLA DE CONTENIDO

Sección	Página
AGRADECIMIENTOS.....	iii
DEDICATORIA.....	v
LISTA DE TABLAS.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	viii
NOMENCLATURA.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT.....	xi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. HIPOTÉSIS.....	3
3. OBJETIVOS.....	4
3.1 Objetivo General	
3.2 Objetivos Específicos	
4. ANTECEDENTES.....	5
4.1 Taxonomía de Acociles .....	5
4.2. Posición Taxonómica de <i>Procambarus clarkii</i> .....	7
4.3. Origen y distribución de <i>Procambarus clarkii</i> .....	7
4.4. Efecto de la introducción del acocil rojo <i>P. clarkii</i> .....	8
4.5. Importancia Ecológica.....	9
4.5.1. Hábitat y hábitos.....	9
4.5.2. Hábitos alimenticios y papel politrófico.....	10
4.5.3. Efecto de la presencia de acociles en el ambiente.....	13
4.5.4. Características del agua en ambientes naturales y de cultivo.....	14
4.6. Crecimiento.....	16
4.6.1. Crecimiento Alométrico.....	19

4.6.2. Factores que afectan el crecimiento.....	22
4.6.3. Ecología alimenticia.....	24
4.7. Importancia Económica.....	27
5. MATERIAL Y MÉTODOS.....	30
5.1. Selección y análisis del alimento.....	30
5.2. Obtención de material biológico y acondicionamiento de hembras y machos en el laboratorio.....	32
5.3. Bioensayo de laboratorio.....	34
5.3.1. Condiciones de cultivo de juveniles.....	34
5.3.2. Parámetros fisicoquímicos.....	34
5.3.3. Evaluación del crecimiento.....	35
5.3.4. Determinación de sobrevivencia.....	35
5.4. Análisis microbiológico del alimento natural.....	37
5.5. Establecimiento de microinvertebrados en tratamientos con alimento natural.....	40
5.6. Análisis Estadístico.....	40
5.6.1. Biometría.....	40
5.6.2. Tasa de Incremento Relativo (TIR).....	41
5.6.3. Tasa de Crecimiento Específico (TCE).....	41
5.6.4. Crecimiento Alométrico.....	42
6. RESULTADOS.....	43
6.1. Parámetros fisicoquímicos.....	43
6.2. Evaluación del Crecimiento y Supervivencia de juveniles.....	43
6.2.1. Comparación del crecimiento promedio por tratamiento en cada periodo de medición .....	43
a) Alimento natural.....	43
b) Alimento formulado.....	45
6.2.2. Comparación del crecimiento promedio de juveniles con alimento natural y ambas densidades.....	47
6.2.3. Comparación del crecimiento promedio de juveniles con alimento formulado y ambas densidades.....	47
6.2.4. Comparación del crecimiento de juveniles considerando solamente la última medición.....	49
a) Alimento natural.....	49
b) Alimento formulado.....	49
6.2.5. Comparación del efecto del alimento y densidad sobre el crecimiento... promedio.....	50
6.2.6. Tasa de Incremento Relativo (TIR) en cada periodo de muestreo.....	51
6.2.7. Tasa de Crecimiento Específico (TCE) al finalizar el bioensayo.....	52
6.2.8. Supervivencia.....	53
6.2.9. Resumen Comparativo del Crecimiento.....	54
6.3. Análisis microbiológico del alimento natural.....	55

6.4. Establecimiento de microinvertebrados en tratamientos con alimento natural.....	55
6.5. Crecimiento alométrico.....	56
7. DISCUSION.....	60
7.1. Parámetros fisicoquímicos.....	60
7.2. Evaluación del crecimiento por alimento y densidad.....	62
7.2.1. Características del crecimiento en acociles.....	62
7.2.2. Efecto de la densidad en el crecimiento.....	66
7.2.3. Tasa de Incremento Relativo (TIR) y Tasa de Crecimiento Específico... (TCE).....	67
7.2.4. Supervivencia.....	69
7.3. Efecto del detritus y microorganismos (procariotas y macroinvertebrados).....	70
7.4. Alometría.....	73
8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	75
LITERATURA CITADA.....	76
APÉNDICE A PRUEBAS DE MICROBIOLOGÍA.....	93
RESÚMEN BIOGRÁFICO.....	95

## LISTA DE TABLAS

Tabla.....	Página
I. Condiciones de cultivo para el acocil rojo <i>P. clarkii</i> .....	16
II. Estudios sobre crecimiento alométrico en crustáceos decápodos.....	21
III. Análisis bromatológico del berro ( <i>Nasturtium</i> sp.).....	31
IV. Análisis bromatológico del alimento formulado.....	31
V. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento natural y densidad de 3 individuos.....	44
VI. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento natural y densidad de 6 individuos.....	45
VII. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento formulado y densidad de 3 individuos.....	46
VIII. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para tratamiento de alimento formulado y densidad de 6 individuos.....	46
IX. Análisis de COVARIANZA del Peso en cada medición y Peso inicial (Covariante).....	51
X. Valores de Tasa de Incremento Relativo para juveniles con ambos alimentos y densidades.....	52
XI. Valores de sobrevivencia obtenidos durante el bioensayo de crecimiento con juveniles de acocil para las diferentes combinaciones de alimento y densidad.....	53
XII. Análisis comparativo de los valores promedio iniciales y finales del crecimiento en peso, TIR, TCE y sobrevivencia de los juveniles del acocil rojo <i>P. clarkii</i> durante el bioensayo con alimento natural y formulado para densidades de 3 y 6 individuos.....	54
XIII. Bacterias presentes durante la descomposición del alimento natural.....	55



XIV. Microinvertebrados presentes en los estanques de cultivo con alimento natural.....	56
XV. Tipo de crecimiento relativo del PT en función de LPO en juveniles de <i>P. clarkii</i> al final de cada tratamiento.....	56

## LISTA DE FIGURAS

Figura.....	Página
<b>1. Obtención de material biológico.</b> En la presente imagen se detalla la obtención de los organismos utilizados en el bioensayo de crecimiento.....	33
<b>2. Diseño experimental del bioensayo.</b> En la presente imagen se detallan las características del bioensayo de crecimiento así como la distribución de los tratamientos.....	36
<b>3. Estrategia experimental de análisis microbiológico del alimento natural.</b> Procedimiento detallado en el cual se describen los pasos a seguir para identificar el tipo de bacterias, hongos y levaduras presentes en el alimento natural utilizado en el bioensayo de crecimiento de juveniles del acocil rojo ( <i>P. clarkii</i> ).....	39
<b>4. Crecimiento promedio (PT) de juveniles de <i>P. clarkii</i> en los diferentes intervalos de tiempo (5 días).</b> a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.....	48
<b>5. Comparación del crecimiento promedio de juveniles de <i>P. clarkii</i>:</b> a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.....	48
<b>6. Comparación del crecimiento promedio de juveniles de <i>P. clarkii</i> al final del bioensayo:</b> a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.....	50
<b>7. Relación de PT con LPO.</b> Juveniles hembras (a) y machos (b) utilizados en el bioensayo con alimento natural.....	58
<b>8. Relación de PT con LPO.</b> Juveniles hembras (a) y machos (b) utilizados en el bioensayo con alimento formulado.....	59

## NOMENCLATURA

ANOVA	Análisis de Varianza
ANCOVA	Análisis de Covarianza
°C	Grados Centígrados
Cm	Centímetro
C:N	relación Carbono:Nitrógeno
e.g	Ejemplo
Ha	Hectárea
Hrs	Horas
Kg	Kilogramo
LP-O	Longitud post-Orbital
LT	Litro
m <sup>2</sup>	Metro cuadrado
Mm	Milímetro
mL	Mililitro
O <sub>2</sub>	Oxígeno
org.	Organismo
pH	Potencial de iones hidrógeno
Ppm	Partes por millon
PT	Peso total

## RESUMEN

El acocil rojo *Procambarus clarkii*, es una especie de interés acuícola y pesquera alrededor del mundo, considerando su facilidad de cultivo y altos rendimientos en biomasa. Sin embargo, una de las etapas más críticas durante su producción, es la selección del alimento adecuado que genere un mayor crecimiento y sobrevivencia de los reclutas. Este estudio fué dirigido a evaluar el efecto de dos alimentos y dos densidades sobre el crecimiento y sobrevivencia de juveniles de *P. clarkii* bajo condiciones de laboratorio durante 60 días. Los alimentos probados fueron el berro (*Nasturtium* sp.) y un alimento formulado para trucha (Silver Cup®), en ambos alimentos, las densidades fueron 3 y 6 juveniles por tratamiento. El berro fue ofrecido fresco y como detritus por el efecto de la descomposición bacteriana. El peso promedio de los juveniles al inicio del bioensayo fue de  $0.3005 \pm 0.0649$  g, y cada cinco días se monitoreo el crecimiento en peso en cada tratamiento. El crecimiento de juveniles en cada alimento en función de la densidad presentó diferencias significativas, tanto por etapa de medición, su comparación promedio y los valores de biomasa obtenidos al final del bioensayo. El crecimiento promedio mayor fue en el alimento formulado con valores de 2.148 y 1.497 g, para la densidad de 3 y 6 juveniles, respectivamente. De igual forma, el crecimiento al final del bioensayo (última medición), fue mayor con el alimento formulado, tanto en la densidad 3 (3.999 g) y 6 (2.760 g). De acuerdo al ANCOVA, la interacción de alimento y densidad sobre el crecimiento dependió del período de medición. La Tasa de Crecimiento Relativo (TIR) por período de medición, reflejó los valores más altos con el alimento formulado. Los valores promedio de la Tasa de Crecimiento Especifico (TCE) al final del bioensayo no presento diferencias significativas en los cuatro tratamientos. El mayor porcentaje de sobrevivencia de juveniles fue observado con el alimento formulado, con valores de 86.66 y 93.33 para las densidades 3 y 6. No obstante, que el detritus es una mezcla de materia orgánica vegetal y comunidad microbiana, ambos nutrientes no favorecieron el mayor crecimiento y sobrevivencia de juveniles.

**Palabras clave:** Acocil rojo, *Procambarus clarkii*, cultivo.

## ABSTRACT

The red crayfish, *Procambarus clarkii*, is a species of aquaculture and fishery interest worldwide, considering their facility of farming and high biomass yields. However, one of the more critical phases during the production is the selection of the appropriate food that generates a higher growth and survival of recruits. This study was guided to evaluating the effect of two kinds of foods and densities over the growth and survival of young *P. clarkii* under laboratory conditions during 60 days.

The tested foods were watercress (*Nasturtium* sp.) and one formulated food for trout (Silver Cup®), in both kinds, the density were 3 and 6 young per treatment. The watercress was offered fresh and as detritus due to the effect of the bacterial decomposition. The average weight of the young at the beginning of the bioassay was of  $0.3005 \pm 0.0649$  g, with a monitoring of growth in weight each 5 days per each treatment. The growth of young, in each food, according to density presented significant differences during the measurement, average comparison as well as values of biomass got from the final bioassay. The higher average growth was on the formulated food with values of 2.148 y 1.497 g, for the density of 3 and 6 young, respectively. Similarly, the growth at the end of the bioassay (last measurement), was higher with the formulated food in density 3 (3.999 g) as well as 6 (2.760 g). According to ANCOVA, the interaction of food and density over the growth depended from the period of measurement. The Relative Growth Rate (RGR) by measurement period reflected the higher values with the formulated food. The average values of The Specific Growth Rate (SGR) at the end of the bioassay did not present significant differences in the four treatments. The higher percentage of young survival was observed with the formulated food with values of 86.66 and 93.33 for the densities 3 and 6 respectively. However the detritus is a mix of vegetal organic material and microbial community, both nutrients did not stimulate the further growth and survival of young.

Key words: red crayfish, *Procambarus clarkii*, farming.

## 1. INTRODUCCIÓN

Los acociles son considerados la principal fauna macrobentónica de los cuerpos de agua dulce (Momot, 1984), debido a su papel politrófico y su aportación en la producción secundaria. En el caso particular de *Procambarus clarkii*, este se puede encontrar en ambientes temporales o permanentes, tanto lóticos como lénticos adaptándose a formas de vida que varían desde la perforación de túneles en la tierra húmeda, ocultos bajo piedras cubiertas por la vegetación, hasta en oquedades formadas por las raíces de árboles riparios (Villalobos-Figueroa-Figueroa, 1955; Huner, 1976; Huner & Barr, 1984; Holdich, 2002).

Uno de los aspectos que se relaciona con la importancia económica de esta especie es la fecundidad de las hembras, lo cual se traduce en altos volúmenes de producción que pueden ser obtenidos por acuicultura. La talla a la que los acociles pueden ser consumidos y mejor aprovechados es a los 100 mm (Huner & Lindqvist, 1991), sin embargo, generalmente solo se consume el músculo abdominal o "cola", el cual representa solamente del 12 al 15% del peso total del animal (Culley *et al.*, 1985). Existen otras presentaciones en el mercado, tal es el caso del acocil recién mudado "soft shell", en la cual se consume hasta el 95% del peso corporal (Huner *et al.*, 1994). La producción anual más importante de la Unión Americana se obtiene principalmente en el

estado de Louisiana, donde se han alcanzado valores de 300 a 4,497 Kg/ha/año, sin embargo, los rangos de producción dependen del tipo de estanque, estación del año, depredadores, disponibilidad y calidad del alimento, además de los factores fisicoquímicos (Chien & Avault, 1980, 1983; Huner & Avault, 1976; Romaine & Lutz, 1989; Romaine, 2000). La industria de cultivo de acociles de las marismas de Louisiana ha crecido para incluir más de 1,200 operaciones comerciales que ocupan más de 120,000 ha. La producción total para el 2004-2005 fue de más de 309 kg/ha. (Romaine *et al.*, 2005). A lo largo del tiempo, se han realizado estudios relacionados con los aspectos de ecología, reproducción, crecimiento y sobrevivencia de los acociles de diversas especies, y son solo algunos los autores que han enfocado sus líneas de investigación a problemas relacionados con la alimentación y condiciones de cultivo (La Caze, 1976; Huner & Barr, 1984; Reynolds, 2002; Rodríguez-Serna & Carmona-Osalde, 2002; Mazlum & Eversole, 2005 y 2007). Considerando la importancia económica de este crustáceo y el vacío de información existente en cuanto a la alimentación para su cultivo, el presente estudio fue realizado con la finalidad de comparar el crecimiento y sobrevivencia de *P. clarkii* en condiciones de laboratorio.

## **2. HIPOTÉISIS**

- El crecimiento de acociles juveniles podrá variar en función del tipo de alimento (natural o formulado).
- La densidad y tipo de alimento son factores que determinan el crecimiento y sobrevivencia de acociles juveniles.
- La descomposición del alimento natural (plantas acuáticas) y la consecuente colonización microbiana contribuirá al crecimiento de juveniles.



### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo General**

Analizar el crecimiento y sobrevivencia de juveniles del acocil rojo *Procambarus clarkii* expuestos a un alimento de origen natural y otro formulado, al ser cultivados a diferentes densidades.

#### **3.2 Objetivos Específicos**

Conocer el efecto de la densidad sobre el crecimiento y sobrevivencia de juveniles de *Procambarus clarkii*.

Evaluar el papel de *Nasturtium* sp. (Berro) en diferentes presentaciones (fresco y como detritus) y el una dieta formulada como alimento para juveniles de *Procambarus clarkii*.

## 4. ANTECEDENTES

### 4.1 Taxonomía de Acociles

Los acociles en su mayoría exhiben una distribución circumtemplada y son habitantes naturales de los ecosistemas dulceacuícolas en casi todos los continentes con excepción de África y la Antártica, a menos que hayan sido introducidos como en el caso de *Procambarus clarkii* para varios países del continente Africano (Huner & Barr, 1984; Hobbs, 1988; Taylor *et al.*, 1996). Las especies tropicales habitan en el norte de Australia y Nueva Guinea, Este de México, Madagascar y Cuba. El 77 % de las especies se encuentran en Norteamérica, 20% en Australia, 1.5% en América del Sur y 1.5% en Europa (Taylor, 2002).

La diversidad de acociles está constituida por 29 géneros y 634 especies (440 son americanas) (Hobbs Jr., 1989; Crandall, 1999; Fetzner, 2005). Todas estas especies se incluyen en 3 familias: Astacidae, Parastacidae y Cambaridae (Hobbs Jr., 1989; Taylor *et al.*, 1996; Taylor, 2002). Dentro de la familia Cambaridae residente en América, se presentan 11 géneros, *Cambarellus*, *Cambaroides*, *Barbicambarus*, *Bouchardina*, *Cambarus*, *Distocambarus*, *Fallicambarus*, *Faxonella*, *Hobbseus*,

*Orconectes* y *Troglocambarus* y *Procambarus* (Villalobos-Figueroa, 1955; Hobbs, 1984; Taylor *et al.*, 1996).

El género *Procambarus*, es el más diverso del mundo y el 99 % de sus especies ocurren en Norteamérica (Taylor, 2002). Este género se divide en 16 Subgéneros, 167 especies y 17 subespecies (Fetzner, 2005).

En México, se conocen hasta ahora 52 especies nativas de acociles, pertenecientes a dos géneros: *Procambarus*, albergando 43 (incluyendo a *P. clarkii*) y *Cambarellus* con nueve especies que se distribuyen principalmente en la vertiente del Golfo de México, con algunos representantes en la región Centro-Occidental del país. Se ha documentado la existencia de tres especies consideradas exóticas para México, *Procambarus clarkii*, *Orconectes virilis* y *Cherax quadricarinatus* (Campos & Contreras-Balderas, 1985; Rodríguez Almaraz & Campos, 1994; Rodríguez Almaraz & Mendoza Alfaro, 1999; Bortolini *et al.*, 2007).

En particular, la especie *Procambarus clarkii* es una especie introducida en regiones como Nuevo León, Chihuahua y Coahuila y también ha sido introducida en el Centro-Este de Tamaulipas, Sonora, Durango, Sinaloa y la parte centro de Nuevo León, Baja California y en la cuenca del río Colorado en la vertiente del Pacífico (Hobbs Jr., 1962, 1976, 1984, 1989; Huner & Barr, 1984; Campos & Rodríguez-Almaraz, 1992; Rodríguez-Almaraz & Campos, 1994; Hernández *et al.*, 2008).

**4.2. Posición Taxonómica de *Procambarus clarkii*** Tomado de Hobbs, Jr. (1989) y Martin & Davis (2001).

**Phylum:** Arthropoda

**Subphylum:** Crustacea

**Clase:** Malacostraca

**Subclase:** Eumalacostraca

**Superorden:** Eucarida

**Orden:** Decapoda

**Suborden:** Pleocyemata

**Infraorden:** Astacidea

**Superfamilia:** Astacoidea

**Familia:** Cambaridae

**Subfamilia:** Cambarinae

**Género:** *Procambarus*

**Subgénero:** *Scapulicambarus*

**Especie:** *P. (S.) clarkii* Girard, 1852

#### **4.3. Origen y distribución de *Procambarus clarkii***

El acocil rojo *Procambarus clarkii*, en los Estados Unidos de América es nativo de los estados de Texas, Alabama, Louisiana, Mississippi, Florida, Arkansas, Tennessee, Missouri, Illinois, Nuevo México y Oklahoma, hasta el momento ha sido introducido en Arizona, Nevada, California, Oregon, Maryland, Carolina del Norte y del Sur, Virginia,

Georgia, Indiana, Ohio, Wisconsin, Nueva York y Alaska. De igual manera, existen poblaciones establecidas en otras regiones del continente Americano como Belice, Costa Rica, República Dominicana, Brasil, Nicaragua, Guatemala, Venezuela, Colombia y Ecuador. Así mismo, se ha introducido en países Europeos como España, Francia, Gran Bretaña, Portugal, Italia, Chipre, Alemania, Mayorca, Holanda y Suiza. En Asia se le ha localizado en China, Taiwan, Hawái y Japón, mientras que en el continente Africano esta especie se introdujo en Nairobi, Kenia, Uganda, Zambia y Zimbabwe (Huner & Barr, 1984; Hobbs III *et al.*, 1989; Huner, 1990; Campos & Rodríguez-Almaraz, 1992).

#### **4.4. Efecto de la introducción del acocil rojo *P. clarkii***

La introducción del acocil rojo *P. clarkii* ha ocasionado impactos ecológicos de magnitudes considerables en los diversos ecosistemas acuáticos donde reside (Hobbs III *et al.*, 1989). Dentro del contexto regional, particularmente en el centro del Estado de Nuevo León, la especie exótica *P. clarkii* ha tenido un gran impacto ecológico, ya que ha venido desplazando a la especie nativa *P. regiomontanus*, por lo que sus poblaciones se han visto disminuidas, al grado de ser considerada actualmente una especie en peligro de extinción, ya que hasta 1985 era dominante en la cuenca del Río San Juan (Campos & Rodríguez-Almaraz, 1992; Rodríguez-Almaraz *et al.*, 1993; Rodríguez-Almaraz & Campos, 1994). Recientemente, fue considerada para ser incluida dentro de la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-SEMARNAT-2001 (Castilleja-Ruiz, 2005; Montemayor *et al.*, 2009).

La principal razón de la introducción de acociles, en particular de *P. clarkii*, han sido de interés económico y existen ejemplos de diversas consecuencias negativas a

nivel ecológico a raíz de la introducción de esta y otras especies (Avault Jr., 1976; Hobbs Jr., 1984,1989). El éxito del acocil rojo es atribuible a varias características biológicas inherentes a la especie, entre las que destacan su voracidad y su eficiencia reproductiva. En efecto, esta especie se reproduce todo el año, presentando una frecuencia de copulas a finales de Mayo y principio de Junio (La Caze, 1976; Huner & Barr, 1984). La época de desove generalmente empieza en Agosto y termina en Octubre, sin embargo, se han registrado desoves esporádicos en Noviembre y Diciembre (Dendy, 1978).

#### **4.5. Importancia Ecológica**

##### **4.5.1. Hábitat y hábitos**

Los acociles, algunas especies de langostinos y cangrejos braquiuros (e.g., pseudotelfúsidos) son habitantes bentónicos de ecosistemas de agua dulce, encontrándose tanto en ríos como en arroyos, canales de riego, lagos y presas, incluyendo los ambientes temporales y cuerpos de agua de cavernas (Villalobos-Figueroa, 1955; Huner, 1997). La mayoría de los acociles son de hábitos nocturnos y en ese momento es cuando deambulan para su reproducción y búsqueda de alimento, mientras que durante el día se ocultan en sus madrigueras o cualquier refugio disponible (Villalobos-Figueroa, 1955; Huner & Barr, 1984).

Algunas especies de acociles, como *P. clarkii*, están adaptadas para vivir en áreas que son alternadamente inundadas y secas, esto permite el crecimiento de vegetación que sirve de alimento y refugio (Huner & Barr, 1984). Además, se pueden localizar en el

detrito, entre piedras, raíces de árboles riparios y madrigueras (Villalobos-Figueroa, 1955; Hobbs, 1989; Rodríguez-Almaraz & Campos, 1994).

Los acociles construyen estructuras simples o complejas denominadas madrigueras; de acuerdo a su uso y función, los cambáridos son clasificados como enmadrigadores primarios, secundarios y terciarios (Hobbs, 1942; Huner & Barr, 1984; Huner, 1997). Los enmadrigadores primarios construyen madrigueras muy complejas (Huner & Barr, 1984) y están restringidos a este hábitat (Hobbs, 1942), en donde pasan casi toda su vida y ocasionalmente salen a la superficie para copular, alimentarse o buscar nuevos territorios. La mayoría de los acociles son de hábitos nocturnos, ya que es cuando salen de sus madrigueras con fines de reproducción y búsqueda de alimento, mientras que durante el día permanecen refugiados en estas (Villalobos-Figueroa, 1955; Huner & Barr, 1984). Por otra parte, los enmadrigadores secundarios ocupan generalmente madrigueras que son simples y verticales, pero frecuentemente salen a aguas abiertas cuando las entradas de las madrigueras están inundadas. Por último, los enmadrigadores terciarios viven en las madrigueras solo en épocas de sequía o en invierno, ocasionalmente, pero no necesariamente, las ocupan en épocas de reproducción (Huner & Barr, 1984; Hobbs, 1989). Existe un grado de complejidad en la estructura de este tipo de madriguera, dependiendo de si el hábitat es temporal o permanente (Huner & Barr, 1984; Huner, 1990).

#### **4.5.2. Hábitos alimenticios y papel politrófico**

El comportamiento alimenticio en el acocil rojo se manifiesta al ser atraído por el alimento natural o artificial a través de receptores de distancia (telorreceptores),

posteriormente, estos animales mueven vigorosamente las maxilas y maxilípedos creando corrientes de agua que conducen los componentes del alimento hacia los órganos sensoriales ubicados en la región anterior del cuerpo y de esta manera logran reconocer físicamente el alimento y determinar la aceptación o rechazo del mismo (Huner & Barr, 1984).

Los acociles son considerados politróficos, originalmente fue considerado que el grueso de su dieta consiste en detritus producto de la descomposición de plantas, siguiendo en orden de importancia las plantas y animales vivos (Miltner & Avault, 1981; Davis, 1983; Huner & Barr, 1984; Huner, 1990). Sin embargo, en la dieta de los juveniles, el material animal es más importante en comparación con los adultos (Magnuson *et al.*, 1975; Huner & Naqvi, 1984).

El detrito es colonizado por organismos unicelulares descomponedores y epifíticos y el valor nutricional de este material está dado solo por esta colonización. Aunque los animales representan la menor contribución a la dieta, éstos proveen compuestos orgánicos esenciales, como ácidos grasos, aminoácidos, colesterol y proteínas (Huner & Barr, 1984).

Además de las proteínas, hay nutrientes esenciales que incluyen carotenoides y otros micronutrientes críticos que son derivados de animales y plantas eucarióticas, especialmente zoo y fitoplancton, respectivamente (Huner, 1994). En relación con esto, estudios previos sugieren que el material animal es más importante en la dieta de acociles juveniles que en los adultos (Huner, 1990). Esto está sustentado por Hobbs (1993) quién recopiló los estudios sobre las relaciones tróficas de acociles y langostinos de Norteamérica, que incluyen datos de ingestión de material vegetal y detritus, además de los principales macro y microinvertebrados que son ingeridos por estos crustáceos.



Así, de manera general, los resultados de diversos estudios efectuados por ecólogos y acuicultores señalan que los acociles son principalmente detritívoros-herbívoros, debido a la presencia de material vegetal y los productos de su descomposición en sus estómagos, rechazando prácticamente la ingestión de material fácilmente digerible, como son los metazoarios de cuerpo suave. Adicionalmente, Momot (1995) realizó estudios comparativos en los cuales analizó el papel de los acociles en los ecosistemas acuáticos, encontrando que los acociles no son omnívoros generalistas, sino que presentan una predilección por la proteína animal y durante la búsqueda de alimento ingieren grandes cantidades de material herbáceo y detrito entre el que se localizan las presas. De hecho, este grupo de animales se encuentra entre los principales carnívoros de ríos y lagos, pero la fuente de proteína animal puede estar limitada por diversos factores, por lo que los acociles tienen la capacidad de ingerir material herbáceo o detrito, convirtiéndose en herbívoros facultativos si la materia animal está ausente.

En la acuicultura de los acociles, los alimentos formulados no son muy utilizados en los cultivos (Huner, 1994), sin embargo, está documentado que el detritus vegetal microbiológicamente enriquecido sirve como base del alimento en los estanques para acociles (Lorman & Magnuson, 1978; Momot *et al.*, 1978). La función del forraje en los estanques es proveer un sustrato para que el acocil pueda refugiarse y de ahí obtener presas animales (Huner, 1990), además de ser un sustrato susceptible de ser colonizado por epífitos (Huner, 1994).

#### 4.5.3. Efecto de la presencia de acociles en el ambiente

Numerosos estudios señalan que la materia vegetal favorece la producción de acociles en áreas naturales y de cultivo. Por esta razón, el uso de pastos silvestres y otras plantas terrestres, incluyendo el arroz, son cultivados o se permite que crezcan dentro de los estanques para la formación de detritus (Huner & Barr, 1984; Huner, 1990). Igualmente, en áreas naturales el material vegetal alóctono y las macrofitas contribuyen a la producción y refugio de los acociles. Esto explica que la disminución de la vegetación natural que sirve de alimento, aunado a la pobre calidad del agua, sean dos de los principales problemas en el cultivo de acociles en Louisiana (Miltner & Avault, 1981).

Las comunidades de macrofitas disminuyen o son eliminadas durante la actividad forrajera o durante la búsqueda de presas por parte de los acociles (Momot, 1995). Esto resulta en un impacto indirecto para muchos macroinvertebrados, ya que estas plantas sirven como sustrato para el crecimiento y el refugio de perifiton. De aquí, que se haya sugerido que los acociles jueguen un papel importante en la estructura de las macrofitas y las comunidades de invertebrados que se refugian entre ellas. (Lodge & Lorman, 1987). En el mismo sentido, Charlebois & Lamberti (1996), mencionan que los acociles como *Orconectes rusticus* afectan directa e indirectamente el bentos de los ambientes lóticos, ocasionando un efecto de cascada trófica, ya que tienen un impacto multitrófico en las redes alimenticias de los arroyos, donde esta especie invade. Igualmente, Lodge *et al.* (1994), mencionan que el acocil *O. rusticus* ejerce un efecto significativo en la reducción de macrofitas y del perifiton que vive asociado sobre los mantos de estas plantas.

Por otra parte, las plantas acuáticas como Elodea (*Egeria densa*) y la planta de Lagarto (*Althernanthera philoxeroides*) también resultan adecuadas para aumentar la cantidad de sustrato y constituyen una buena fuente de alimento para los acociles (Nelson & Dendy, 1979). Como se puede observar en estos antecedentes y según lo reportado por Hill & Lodge (1995) los acociles afectan directamente más de un nivel trófico (detritívoros, macroinvertebrados, herbívoros y macrofitas). Vale la pena mencionar que en el caso de las plantas arriba mencionadas, estas están consideradas como invasoras a nivel internacional.

La actividad forrajera de los acociles podría solucionarse a través del control biológico, que es la introducción de depredadores, principalmente peces (Hobbs, III, 1993), que pudieran contribuir al crecimiento y abundancia de las macrofitas.

#### **4.5.4. Características del agua en ambientes naturales y de cultivo**

La alcalinidad, dureza, oxígeno, pH, salinidad y temperatura, son los principales parámetros fisicoquímicos que deben ser considerados durante el manejo de poblaciones naturales y de cultivo de acociles (Huner & Barr, 1984; Arrignon, 1985; Huner, 1990). El incremento en la dureza del agua aumenta el promedio de peso ganado y supervivencia del acocil rojo (*P. clarkii*) (de la Brettonne *et al.*, 1969; de la Brettonne Jr., & Avault Jr., 1971). La concentración del calcio es importante también, por ejemplo en las crías, ya que este elemento combinado con una temperatura favorable, permite mudas más frecuentes y facilita el crecimiento de los animales (Arrignon, 1985). En el cultivo de *P. clarkii*, el pH óptimo del agua es de 6.5-8.5 y es

letal cuando hay valores mayores de 10.5 y menores de 4. Por otra parte, el pH del suelo debe ser de 6 a 7 (Romaine, 1986).

La reducción de oxígeno representa un gran problema para el cultivo de acociles de Louisiana, valores menores de 3 ppm causan estrés, reducción en el crecimiento y mortalidad (Avault Jr. *et al.*, 1974; Romaine, 1986; Culley & Doubins-Gray, 1987). Las necesidades de oxígeno disuelto varían según las especies. Los descensos bruscos del contenido de oxígeno, especialmente en verano por aumento de la temperatura del agua, pueden provocar graves mortalidades por edema branquial, favoreciendo al mismo tiempo la infección de patógenos, o bien predisponiendo al acocil a sufrir los efectos tóxicos causados por minerales o compuestos orgánicos (Auvergne, 1982).

La temperatura influye en el metabolismo general de los acociles, como en la actividad, alimentación, muda y eclosión. Para el crecimiento de los juveniles durante el primer verano de vida, es tanto más rápido cuanto más uniforme sea la temperatura y más próxima del óptimo. En *Procambarus* hay que considerar temperaturas del orden de 22 a 26°C para un buen crecimiento (Auvergne, 1982).

Romaine (1986) y Huner (1990), reportan los principales parámetros fisicoquímicos y los valores que deben considerarse para llevar a cabo un cultivo de *P. clarkii* (Tabla I).

Tabla I. Condiciones de cultivo para el acocil rojo *P. clarkii*

PARÁMETRO FÍSICOQUÍMICO	RANGOS
Temperatura	21-25 °C
pH	6.5 - 8.5
Oxígeno	>3 ppm
Salinidad (Agua dulce)	10 – 15 ppt
Alcalinidad	50 - 400 ppm
Dureza (CaCO <sub>3</sub> )	50 - 400 ppm

El hacinamiento puede tener un efecto indirecto en los parámetros ambientales así como en la calidad del agua y disponibilidad alimenticia, o puede actuar como un limitante para el crecimiento y una interacción social entre los acociles, lo cual da como resultado una nutrición muy pobre (Lowery, 1988).

#### 4.6. Crecimiento

En los acociles, al igual que el resto de los crustáceos, el crecimiento se produce mediante el proceso de muda o ecdisis, el cual implica el desprendimiento del exoesqueleto y la formación de uno nuevo, esto permite que haya una expansión de los tejidos con el consecuente incremento en tamaño y volumen, durante este proceso los acociles presentan además cambios fisiológicos, bioquímicos, anatómicos y de conducta. Existen factores que influyen sobre este fenómeno como son la temperatura, fotoperíodo, nutrición, condiciones hidrológicas y "estrés" (Abrahamsson, 1972; Bittner

& Kopanda, 1973; Black & Huner, 1976; Goyert & Avault, Jr. 1978; Romaine, *et al.*, 1978; Huner & Barr, 1984; Aiken & Waddy, 1992). Se sabe que el proceso de muda es inhibido durante la reproducción, por lo que el crecimiento somático también se detiene en esta época para resguardarse en sus madrigueras o refugios (Huner, 1976).

Los juveniles recién eclosionados miden 7 mm aproximadamente, se alimentan de vitelo y permanecen unidos a la membrana del huevecillo mediante un filamento membranoso que se pierde después de varios días. Este estadio primario, presenta algunas características particulares como el cefalotórax engrosado y redondeado, el rostro plegado hacia la parte inferior, la cola en forma redondeada y sin urópodos, mientras que el cuerpo es transparente y los ojos son sésiles (Auvergne, 1982).

Los juveniles de especies residentes en diferentes latitudes permanecen con la madre hasta el estadio III para posteriormente ser independientes (Corey, 1987; Momot 1984; Huner *et al.*, 1994), por lo que es evidente el cuidado materno (Pollock, 1991), ya que si uno o varios juveniles se separan de la madre, estos son atraídos por una feromona materna (Huner & Barr, 1984; Huner, 1994).

Estas formas recién eclosionadas mudan varios días después para convertirse en juveniles más grandes, los cuales se caracterizan por presentar las mismas proporciones que los adultos, salvo que el abdomen se ensancha, los urópodos se van desarrollando y el caparazón se endurece. Una vez que la hembra sale de la madriguera, los juveniles se pueden separar de la madre, nadar libremente y alimentarse. En esta etapa miden cerca de 8 mm de longitud total (Huner & Barr, 1984; Huner *et al.*, 1994). El crecimiento de juveniles de *P. clarkii* permite que alcance tallas maduras en seis u ocho semanas, después de su liberación en condiciones de laboratorio (Huner & Avault Jr., 1976).

Los juveniles de *P. clarkii* pueden ser encontrados durante todo el año (Penn, 1943; Suko, 1958; de la Brettone & Avault, Jr, 1977) y se ha registrado que llevan a cabo 11 mudas durante su crecimiento, antes de alcanzar su madurez sexual (Suko, 1953; Black, 1966; Huner, 1994; Huner & Barr, 1984). Las primeras dos mudas se efectúan cuando aún están adheridos al abdomen de la madre, con un aumento en talla, que puede ser de hasta 6.3 mm por muda. El tiempo entre una muda y otra es de 5 a 6 días para juveniles (Huner & Barr, 1984). La maduración en acociles puede ocurrir en un tiempo breve de 8 semanas a casi 3 meses bajo condiciones ideales, en general toma de 5 a 6 meses en latitudes sureñas y de 10-18 meses en latitudes norteñas (Payne, 1978; Huner & Barr, 1984). La reproducción puede iniciar cuando una generación tiene cuatro meses y medio de vida (Huner & Barr, 1984).

La tasa de crecimiento mensual es mayor en machos que en hembras debido a la energía invertida por estas últimas durante los periodos de incubación y cuidado de juveniles (Hazlett & Rittschof, 1985). En *Orconectes virilis* el crecimiento se ha relacionado con un aumento en la calidad de alimento, principalmente de larvas de insectos (Momot & Jones, 1977).

La talla de madurez está en función de la especie, potencial genético de crecimiento y condiciones ambientales. En *Procambarus*, la talla de madurez sexual se presenta de los 45 a 125 mm de longitud total. En particular, las hembras de *P. clarkii* pueden alcanzar la madurez desde los 50 mm hasta alcanzar tallas entre los 89 a 108 mm de longitud total (Huner & Barr, 1984; Huner, 1990; Aiken & Waddy, 1992). En un bioensayo desarrollado en condiciones de laboratorio, los individuos de *P. clarkii* alcanzaron tallas de 74.60 mm, crecimiento mucho menor al observado en poblaciones

naturales de Nuevo León, que alcanzan valores de hasta 108 mm (Rodríguez-Almaraz & Compeán-Jiménez, 1991).

Se considera que los acociles son los miembros más grandes y longevos de los crustáceos dulceacuícolas de Norteamérica (Momot *et al.*, 1978). Muchas especies de acociles de latitudes bajas tienen una longevidad más corta, así por ejemplo las especies del género *Procambarus* que viven dos años o menos, mientras que las especies de cambáridos de latitudes altas y ambientes fríos, usualmente viven de 4 a 16 años y su madurez es más tardía (Momot, 1984).

#### **4.6.1. Crecimiento Alométrico**

La forma de crecimiento de los crustáceos cambia conforme ellos crecen, y esto es referido como crecimiento relativo, alométrico o heterogéneo. El crecimiento relativo no es exclusivo de crustáceos, sin embargo, debido a su tegumento rígido se facilita la medición precisa, haciendo atractivos los estudios de alometría (Hartnoll, 1982).

En los decápodos, el crecimiento alométrico de diferentes partes del cuerpo está frecuentemente relacionado con los cambios morfológicos a través de la ontogenia (Hartnoll, 1978) y la reproducción podría ser uno de los factores determinantes para la variación del crecimiento (Negreiros-Fransozo *et al.*, 2003).

Los estudios de crecimiento en crustáceos son complicados por la variabilidad en la frecuencia de la muda y el incremento en crecimiento en cada una de las especies (Correia, 1992). La tasa de crecimiento diferencial entre sexos, resulta del mayor potencial reproductivo de las hembras. Por ejemplo, cuando los cangrejos llegan a ser



sexualmente maduros, el crecimiento frecuentemente decrece (Hartnoll, 1982), esto es debido a la cantidad de energía usada para la reproducción (Lee & Hsu, 2003).

Las diferentes fases de crecimiento en crustáceos son descritas de manera precisa por ecuaciones de crecimiento logarítmico que exhiben niveles de alometría positiva, negativa y neutra (Hartnoll, 1982). Los cangrejos violinistas son los organismos clásicos para estudiar el crecimiento relativo, debido a que algunas de sus estructuras morfológicas tienen un crecimiento alométrico conspicuo (Huxley, 1924, 1972).

Se han realizado diversos estudios sobre el crecimiento alométrico o relativo ( $Y=aX^b$ ) en diferentes especies de crustáceos decápodos como camarones, cangrejos braquiuros, langostas, langostinos y acociles (Tabla II).

Tabla II.- Estudios sobre crecimiento alométrico en crustáceos decápodos.

<b>Especie</b>	<b>Relación de variables</b>	<b>Autor (es)</b>
<i>Cherax quadricarinatus</i>	$LOC = a LC^b$	Beatty <i>et al.</i> (2005)
<i>Ibacus spp.</i>	$PT = a LC^b$ ; $AC = LC^b$	Haddy <i>et al.</i> (2005)
<i>Palaemon longirostris</i>	$LT = a LC^b$ ; $PT = a LC^b$	Cartaxana (2003)
<i>Homarus americanus</i>	$AAB = LT$ ; $AAB = a LC^b$ ; $LC = a LT^b$	MacCormack & DeMont (2003)
<i>Panulirus guttatus</i>	$LPII = a LC^b$	Robertson & Buttler (2003)
<i>Uca thayeri</i>	$LQ = a AC^b$ ; $AAB = a AC^b$	Negreiros-Fransozo <i>et al.</i> (2003)
<i>Homarus americanus</i>	$AAB = a LC^b$	Comeas & Savoie (2002)
<i>Plesionika edwardsii</i>	$PT = a LC^b$	Colloca (2002)
<i>Scylla spp.</i>	$AAB = a LC^b$	Overton & Macintosh (2002)
<i>Haplocarcinus marsupiales</i>	$AC = a LC^b$ ; $LAB = a AC^b$	Kotb & Hartnoll (2002)
<i>Eriocheir japonica</i>	$LM = a ReLAC^b$	Kobayashi (2002)
<i>Pyromaia tuberculata</i>	$AIQ = a AC^b$	Flores <i>et al.</i> (2002)
<i>Cambaroides japonicus</i>	$LQ = a LC^b$ ; $AQ = a LC^b$	Nakata & Goshima (2003)
<i>Perisesarma guttatum</i>	$LQ = a AC^b$ ; $AAB = a AC^b$	Flores <i>et al.</i> (2002)
<i>Procambarus clarkii</i>	$PT = a LT^b$	Lutz & Wolters (1995)
<i>Procambarus clarkii</i>	$LT = a LC^b$ ; $PT = a LC^b$	Lozano-Guerra & Escamilla-

---

		Niño (1995)
<i>Procambarus clarkii</i>	PT=aLT <sup>b</sup>	Correia (1992)
<i>Procambarus clarkii</i>	PT=aLT <sup>b</sup>	Romaire <i>et al.</i> (1977) ver Correia (1992)
<i>Cherax spp.</i>		Austin (1995)
	PT= aLOC <sup>b</sup>	
<i>Procambarus clarkii</i>	AAB= aLT <sup>b</sup> ; LC=aLT <sup>b</sup> ; LQ= aLC <sup>b</sup> ; PT=aLC <sup>b</sup> ; PT=aLT <sup>b</sup>	Rodríguez-Almaraz (1992)
<i>Procambarus clarkii</i>	LC= aLT <sup>b</sup>	Rodríguez-Almaraz & Compeán-Jiménez (1991)
<i>Procambarus clarkii</i>	PT= aLC <sup>b</sup> ; PT= aLT <sup>b</sup> ; LC= aLT <sup>b</sup>	Rodríguez-Almaraz (2001)

---

AAB=Anchura Abdominal; AIQ= Altura de quela; AC= Anchura Cefalotórax; LAB= Longitud Abdominal; LC= Longitud Cefalotórax; LOC= Longitud Ocular; LPII= Longitud Pata II; LQ= Longitud Quela; LT= Longitud Total; LM=Longitud del Mero; ReLAC=: Relación de la longitud del mero/anchura del cefalotórax; PT= Peso Total.

#### 4.6.2. Factores que afectan el crecimiento

Existen algunos factores que afectan el crecimiento de los acociles, por este motivo se han realizado estudios para determinar cuales son y como influyen. En el caso de los juveniles de *P. clarkii*, el proceso de crecimiento puede ser bloqueado por la calidad del agua, altas densidades de organismos, escasez de alimento y cambios

bruscos de temperatura (Huner, 1977). Se ha observado que las altas densidades de organismos, los bajos niveles de oxígeno disuelto, las aguas profundas y las bajas temperaturas afectan de manera importante el crecimiento y sobrevivencia de juveniles y adultos (Culley & Doubinis-Gray, 1987). La disponibilidad de nutrientes y de un área de incubación de huevecillos y juveniles también son esenciales para su desarrollo y sobrevivencia (Momot, 1986). Dentro de este contexto, Romaine *et al.*, (1978), realizaron experimentos para evaluar el crecimiento, estableciendo dos densidades de juveniles de *P. clarkii* durante 53 días. Estos autores pudieron observar que a una densidad de 6 cangrejos/m<sup>2</sup> estos alcanzaban mayores longitudes (5 mm o más) que a densidades de 12 cangrejos/ m<sup>2</sup>. Por otra parte, determinaron que la sobrevivencia no se vió afectada por este parámetro ya que en ambas condiciones la sobrevivencia fue del 60%. Estos resultados coinciden con los reportados por Lutz & Wolters (1986), quienes realizaron un estudio similar pero con densidades de 1, 2, 4, 8 y 16 org/m<sup>2</sup>.

En cuanto a la alimentación, existen reportes en la literatura de trabajos en los que se probaron diferentes fuentes de alimento para medir el crecimiento y sobrevivencia de los acociles bajo condiciones de cultivo, tanto naturales como de laboratorio. A este respecto, Re-Araujo & Bückle (1985) cultivaron juveniles de *P. clarkii* utilizando diferentes dietas a base de harina de sardina, harina de soya, harina de acelga y agar para evaluar el crecimiento y la sobrevivencia, parámetros que correlacionaron con la temperatura. Estos investigadores encontraron que existía un rango térmico que los acociles no podían tolerar, el cual oscilaba entre los 25 - 30° C y un rango en donde se producía un crecimiento aceptable que variaba entre los 18 y 22° C. El tratamiento que les dió mejor resultado en cuanto a la sobrevivencia y el crecimiento fue el de temperatura más baja (20° C) y con la dieta de proteína animal.

Por otra parte, Rivas *et al.*, (1978) determinaron el valor de forrajes agrícolas y subproductos como alimentos suplementarios para el acocil rojo *P. clarkii* en estanques utilizando cuatro tratamientos: 1) heno de zacate bahía (*Paspalum notatum*), 2) heno de arroz (*Oriza sativa*), 3) fertilizante inorgánico y 4) vegetación natural, reportando el mayor rendimiento en los tratamientos con heno de arroz (736 Kg/ha) y heno de zacate bahía (733 Kg/ha).

Por su parte, Huner & Meyers (1979), al evaluar los requerimientos proteínicos de *P. clarkii*, concluyen que esta especie crece rápidamente y alcanza la madurez sexual utilizando dietas con niveles de proteína total tan bajos como del 19% de la dieta, lo que les permitió elucidar que sus requerimientos de proteína animal estaban en el rango de 15 - 20% del alimento total, siendo el 15% el nivel más cercano del límite mínimo para lograr el crecimiento y la madurez en los sistemas cerrados.

#### **4.6.3. Ecología Alimenticia**

Previamente se discutió la importancia de la vegetación como fuente de alimento para los acociles cultivados de Norteamérica. Su relevancia es tal, que la reducción de la vegetación representa uno de los principales problemas para su producción, ocasionando que el crecimiento de los organismos se detenga en tallas subcomerciales de menos de 75 mm de longitud total (Avault Jr. *et al.*, 1974; Cauge *et al.*, 1982). El detritus vegetal producido en los campos de arroz, está considerado como la principal fuente de nutrientes y se ha considerado la base de las redes alimenticias de un estanque de cultivo de *P. clarkii*, (Huner, 1990). Sin embargo, Momot (1995), discutió el papel de la vegetación, ya que frecuentemente se asumía que el valor nutricional del detritus de

origen vegetal estaba directamente relacionado a la proporción de C:N, de tal manera que una alta relación de C:N (17:1) sería una medida indicativa del alto valor nutricional del detritus para acociles (Avault *et al.*, 1983).

Sin embargo, Momot (1995), señala que del 30 al 50% del Nitrógeno encontrado en detritus "añejado" consiste en compuestos no protéicos que son resistentes a la degradación química y que no llegan a ser asimilados por los detritívoros. Debido a que los acociles no pueden digerir totalmente estos compuestos, es necesario que ingieran cantidades muy grandes de detritus para obtener un beneficio nutricional. Finalmente, concluye que la relación C:N es de poca utilidad como medida del valor nutricional. De esta manera, el detritus solo serviría para proporcionar energía para el mantenimiento, pero no sería suficiente para sostener el crecimiento. En relación con esto, en los ambientes lóticos, el detritus puede llegar a ser ingerido accidentalmente porque constituye el sustrato para grandes comunidades de insectos y metazoarios de cuerpo suave (Momot, 1995).

Un factor importante para el crecimiento de los acociles es la asimilación de los alimentos que son proporcionados en los cultivos de estos organismos. A este respecto, Wiernicki (1984), reporta que la eficiencia de asimilación de *P. clarkii* es mayor con un alimento compuesto a base de materia vegetal que ha sido colonizada por microorganismos y relaciona esto con el tamaño del acocil. En este estudio, los organismos pequeños tuvieron una mayor eficiencia que los adultos, lo que se atribuye a que en sus apéndices masticadores existen setas muy finas y en mayor cantidad, lo que facilitaría la obtención de alimento en estado parcial de descomposición. Por su parte, Morales (1986) evaluó la eficiencia de utilización de tres dietas en el crecimiento de *P. clarkii*, las cuales fueron desechos de pescado (vísceras, cabeza, esqueleto y piel),

vísceras de pollo y alimento balanceado comercial. En este estudio se concluyó que el alimento balanceado comercial presentaba más desventajas que las otras dietas y que los alimentos a base de pollo y pescado, aún cuando tuvieron un grado de eficiencia aceptable, necesitaban ser enriquecidos con materia prima vegetal para que los acociles tuvieran la posibilidad de alcanzar un crecimiento similar al de las condiciones naturales. Un estudio similar fue el realizado por Muñoz-Ortiz (1993), quién evaluó la eficiencia de asimilación y el porcentaje de ingestión de *P. clarkii*, utilizando los siguientes alimentos vegetales: alfalfa (*Medicago sativa*), lirio acuático (*Eichornia crassipes*) y berro (*Nasturtium* sp.). Estas plantas se dejaron descomponer durante 0, 10, 20 y 30 días exponiéndose a un ciclo de oscuridad de 12 hrs y a un rango de temperatura de 20 - 24°C. Se obtuvo una mayor eficiencia de asimilación a los 0 días de exposición sin importar el alimento, mientras que sin tomar en cuenta el tiempo de descomposición la mayor eficiencia de asimilación se obtuvo con el lirio acuático (93.69 %) y la menor con alfalfa (88.98 %).

De manera similar, otro estudio relacionado con la evaluación de la eficiencia de asimilación es el realizado por Cordero-Esquivel (1988), quien utilizó tres dietas naturales para *P. clarkii*: A) harina de sardina, harina de soya y harina de acelga, B) desecho de pescado y C) harina de sardina y harina de residuos sólidos de biodigeridos de estiércol de vaca y de gallina. En este estudio se encontró que la temperatura y el efecto entre esta y la composición de la dieta influyeron significativamente sobre el porcentaje de ingestión de *P. clarkii*, el cual aceptó mejor la primera dieta.

#### 4.7. Importancia Económica

El aprovechamiento de las especies nativas es casi totalmente desconocido, salvo el consumo local del acocil enano *Cambarellus montezumae*, que es capturado de manera artesanal en diversos estados del centro del país. Esta especie ha sido consumida desde los antiguos pobladores del valle de México hasta su actual comercialización a baja escala en los mercados populares (Rodríguez-Almaraz & Mendoza, 1999).

Por otra parte, la pesquería de diversas especies Mexicanas del género *Procambarus*, es aún considerada artesanal y no existen datos de los valores de producción en México (Huner, 1995). Ante esta situación, se consideró importante el estudio de diferentes poblaciones de acociles, particularmente las del género *Procambarus*, ya que alcanzan las tallas más atractivas para su producción y comercialización. De esta manera se podría determinar qué especies y cuáles áreas geográficas serían susceptibles para una producción armónica de este recurso sin afectar a las poblaciones naturales.

En relación con lo anterior, Momot (1995), presentó datos de la producción de acociles en áreas naturales de diferentes especies, que varían de 17-670 Kg/ha en estanques y lagos a los 64 - 505 kg/ha en ambientes lóticos. De manera excepcional en los lagos de Michigan, *Orconectes virilis* dominó la producción bentónica, con valores de 1,000 –1,400 kg/ha (Momot *et al.*, 1978).

Los acociles en los Estados Unidos de América son cultivados principalmente en el estado de Louisiana, en donde se utilizan entre 44,000 a 46,000 ha de estanquería para producir cerca de 25,000 toneladas métricas, obteniéndose rendimientos que fluctúan entre los 300 a los 4,497 kg/ha/año. Del 90 al 95% de la producción nacional de los E.U.



se concentra en este estado, en donde se cultivan principalmente *P. zonangulus* y *P. clarkii*. La variación en los niveles de producción esta determinada por diversos factores, tales como el tipo de estanque, época del año, cantidad y calidad del alimento, así como su disponibilidad, presencia o ausencia de depredadores y en general por los factores fisicoquímicos del agua (Avault, 1976; Huner, 1978; Chien & Avault, 1980; Chien & Avault, 1983; Huner & Avault Jr., 1985; Romaine & Lutz, 1989; Huner & Lindqvist, 1991; Lutz & Wolters, 1999; Romaine, 2000; McClain, 2001; Halpin, 2005). El acocil rojo *P. clarkii* representa el 80% (Lutz & Wolters, 1999) y 85% (Huner, 1997) de la producción anual en los Estados Unidos de America.

A pesar de las variaciones anteriormente mencionadas, la producción que se obtiene genera rendimientos de hasta 70 millones de dólares/año (Momot & Romaine, 1981; Culley *et al.*, 1985 y Brankston *et al.*, 1988).

Recientemente, la industria de cultivo de cangrejo de las marismas de Louisiana ha crecido para incluir más de 1,200 explotaciones que ocupan más de 120,000 ha. La producción total para el 2004-2005 fue de más de 309 kg/ha y el valor de la explotación agrícola y el muelle de la cosecha de este período superaron los 45 millones de dólares (Romaine *et al.*, 2005).

Una alternativa para aumentar el consumo de biomasa de un 12% (Culley *et al.*, 1985) al 95% ha sido la comercialización del acocil suave (*Soft shell*) (Huner & Lindqvist, 1991; Huner *et al.*, 1994).

Las poblaciones naturales e introducidas de *Procambarus clarkii* en el Noreste de México proporcionan una oportunidad para su explotación, considerando el incremento en la aceptación de esta especie (Montemayor, *et al.*, 2002), no obstante que *Procambarus clarkii* es una especie atractiva para acuacultura debido a su gran

capacidad de adaptación a diferentes hábitats, además tiene un rápido crecimiento y un alto potencial reproductivo (La Caze, 1981; Huner & Barr, 1991).

Es necesario explorar la factibilidad de cultivar especies mexicanas de *Procamarus* a través de estudios biológicos y ecológicos que permitan la tecnificación de prácticas de acuicultura.

## **5. MATERIAL Y METÓDOS**

### **5.1. Selección y análisis del alimento**

El alimento natural (plantas acuáticas) utilizado en los bioensayos de crecimiento del acocil rojo *Procambarus clarkii*, fue seleccionado mediante pruebas de tiempo de descomposición del mismo y preferencia alimenticia, así como de consumo por parte de los acociles. Las plantas utilizadas fueron lirio acuático y berro. Esta prueba preliminar fue realizada en cajas de plástico de 45 x 35 x 30 cm (una para cada planta), donde los acociles fueron mantenidos por una semana para evaluar la descomposición y preferencia del alimento. Los resultados arrojaron que el berro (*Nasturtium* sp.) era el alimento más adecuado entre las plantas utilizadas.

El berro al descomponerse sirvió de sustrato para el establecimiento de microorganismos, pero también formó parte de la alimentación de los juveniles. Esta planta fue recolectada en los márgenes del Río San Juan, donde también fueron recolectadas las hembras de los acociles. El berro fue elegido como alimento, considerando su residencia natural en los ambientes donde habita el acocil rojo, así como también su disponibilidad y fácil obtención, consistencia y tiempo de descomposición.

Estudios previos, como los de Muñoz-Ortiz (1993) y Garcés-Cerecero (1994), mencionan que el berro de acuerdo a un análisis bromatológico, contiene un 36% de proteína (ver Tabla III):

**Tabla III. Análisis bromatológico del berro (*Nasturtium* sp.)**

<b>Determinación*</b>	<b>Base seca</b>	<b>Base húmeda</b>
Humedad	-----	91.92 %
Materia seca	100 %	8.08 %
Ceniza	16.76 %	1.35 %
Extracto etéreo	5.23 %	0.42 %
Fibra cruda	16.36 %	1.32 %
Proteína	36.00 %	2.91 %
Extracto libre de nitrógeno	25.65 %	2.08 %

\*Análisis realizado por el Departamento de Alimentos de la FCB de la UANL.

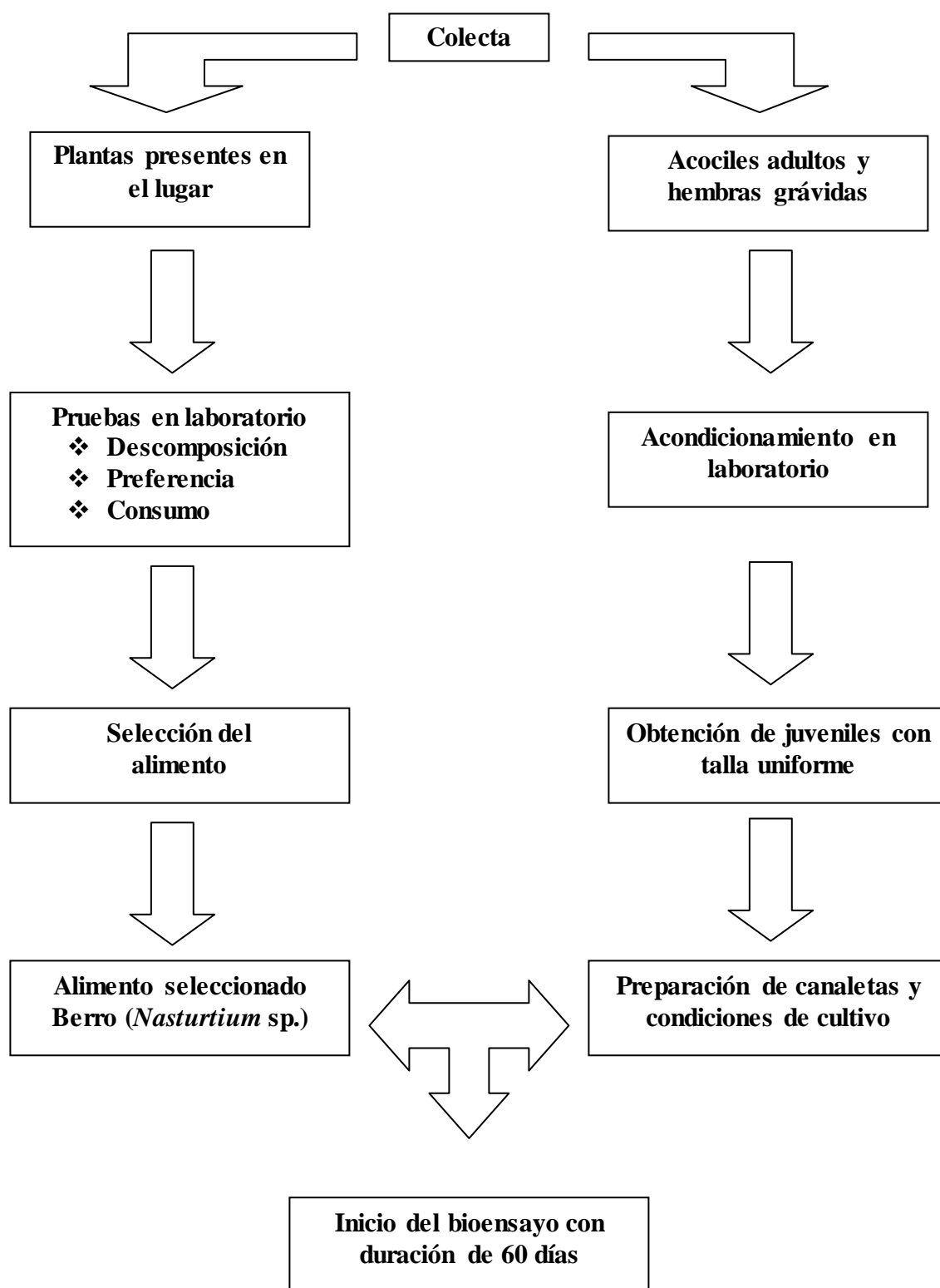
En lo que respecta a la dieta formulada, fue utilizado un alimento para trucha SILVER CUP, cuyas especificaciones se presentan en base húmeda en la Tabla IV.

**Tabla IV. Análisis bromatológico del alimento formulado.**

<b>TROUT FEED (Base Húmeda)</b>	
Humedad	10 %
Materia seca	90 %
Ceniza	12 / 9 %
Extracto etéreo	11 / 14%
Fibra	3 / 1 %
Proteína	45 / 40 %

## **5.2. Obtención de material biológico y acondicionamiento de hembras y machos en el laboratorio**

Los ejemplares de *Procambarus clarkii* fueron colectados en el Río San Juan que está cercano a la Congregación "La Boca", Santiago, Nuevo León (25°27'11" N; 100°05'12" W). Las hembras grávidas, no grávidas y machos obtenidos fueron transferidos vivos al laboratorio, donde fueron mantenidos en estanques circulares (1.50 X 50 cm) provistos con un sistema de recirculación por medio de una bomba sumergible que subía el agua hasta un sistema de filtración compuesto de varias capas de fibra, carbón activado y piedra volcánica, dicho filtro estaba provisto con un tubo perforado para la salida controlada y distribuida del agua dentro del estanque. Durante el tiempo en que los animales se mantuvieron en el laboratorio fueron alimentados con una dieta balanceada a base de harina de pescado y soya como fuentes de proteína (Pelcastre, 1996). Las hembras grávidas fueron mantenidas aisladas, con el fin de proteger la incubación de sus huevecillos y obtener el mayor número de juveniles de la misma edad y talla (peso) en el laboratorio. El peso promedio de los juveniles al inicio del bioensayo fue de 0.2940 (+ 0.0620) g (Figura 1).



**Figura 1. Obtención de material biológico.** En la presente imagen se detalla la obtención de los organismos utilizados en el bioensayo de crecimiento.

### **5.3. Bioensayo de laboratorio**

#### **5.3.1. Condiciones de cultivo de juveniles**

Se utilizaron 4 canaletas de 150 cm de largo x 50 cm de ancho x 50 cm de alto, las cuales fueron divididas con tela para separar los diferentes tratamientos y repeticiones. El bioensayo se llevó a cabo bajo condiciones controladas con una temperatura de  $22\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$  y un fotoperíodo de 12 horas-luz. El agua con la que se llenaron las canaletas se dejó reposar por uno o dos días para eliminar el cloro y se aplicó  $\text{CaCl}^2$  para proveer del calcio necesario durante el proceso de muda. Los tratamientos consistieron en dos densidades (3 y 6) de juveniles por alimento, cada uno con cinco replicados. La talla inicial de los juveniles fue de 20 a 25 mm de LT y un peso promedio  $0.2940 \pm 0.0620$  g.

#### **5.3.2. Parámetros fisicoquímicos**

Diariamente fueron tomados los valores de temperatura ambiental, pH y del agua ( $^{\circ}\text{C}$ ), con la finalidad de tener un registro que permitió correlacionar los resultados de crecimiento y sobrevivencia con dichos factores. La concentración de  $\text{O}_2$  disuelto en los estanques no fue considerada, ya que estos contaban con un sistema de recirculación continua del agua, que permitió una buena oxigenación de la misma. Además, el acocil rojo *P. clarkii* tolera niveles de  $\text{O}_2$  de hasta 3 ppm (Romaine, 1986; Huner 1990).

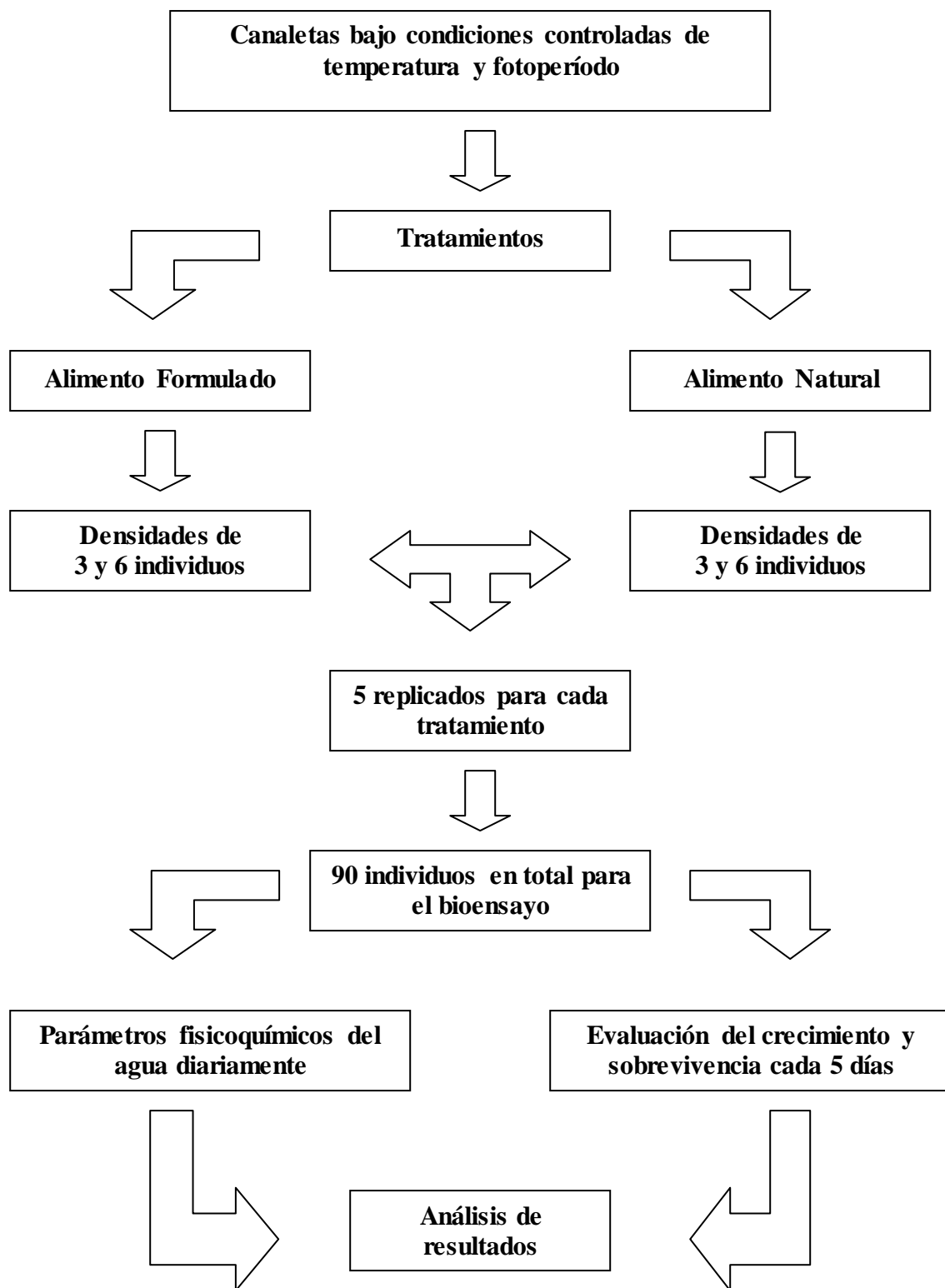
### **5.3.3. Evaluación del crecimiento**

Durante los 60 días del bioensayo de laboratorio, fue monitoreado el crecimiento a través de 12 mediciones biométricas (peso) a los juveniles a intervalos de cinco días, que incluyó solamente el peso (g) de cada uno de los individuos de los replicados del experimento para así obtener valores promedios que fueron utilizados para los análisis estadísticos. El peso total (PT) se determinó con una balanza electrónica OHAUS Modelo C305P con una precisión de 0.1 g. La longitud postorbital (LPO), que es de la base del rostro hasta el final del cefalotórax, de los juveniles fue considerada al final del experimento y fue tomada con un vernier marca Scala con una precisión de 0.1 mm. Este parámetro biométrico fue seleccionado en lugar de la longitud del cefalotórax, para evitar valores erróneos en juveniles con rostro incompleto.

### **5.3.4. Determinación de sobrevivencia**

Durante el monitoreo de crecimiento fue registrada la cantidad total de individuos sobrevivientes en cada uno de los tratamientos para establecer el porcentaje de sobrevivencia. El diseño experimental del bioensayo de crecimiento y sobrevivencia está representado en la figura 2.





**Figura 2. Diseño experimental del bioensayo.** En la presente imagen se detallan las características del bioensayo de crecimiento así como la distribución de los tratamientos.

#### 5.4 Análisis microbiológico del alimento natural

El agua utilizada en los bioensayos de crecimiento fue analizada microbiológicamente para determinar la comunidad microbiana existente en los estanques (excluidos invertebrados) durante la descomposición del alimento natural (Figura 3).

Las muestras fueron tomadas cada 7 días con frascos estériles para ser llevados al Laboratorio de Microbiología del Departamento de Microbiología e Inmunología, FCB-UANL. Tres medios ricos fueron utilizados para la recuperación de bacterias, hongos y levaduras. La primera parte consistió en el aislamiento de las bacterias utilizando caldo de Soya Trypticaseína, caldo Infusión Cerebro Corazón (ICC), además de caldo YMB para hongos y levaduras.

Posteriormente, 5 ml de muestra fue inoculada en cada uno de los medios e incubadas por 24 h a temperatura ambiente y bajo movimiento constante. Posteriormente, diluciones ( $10^{-4}$ ,  $10^{-5}$  y  $10^{-6}$ ) fueron utilizadas para la siembra en placa por estría cruzada en cuatro cuadrantes en el agar de cada uno de los medios anteriormente mencionados y fueron incubadas por 24 h a 37°C.

Las colonias de bacterias que crecieron en los medios fueron aisladas en agar inclinado en tubos de 13 X 100 mm con tapón de rosca y fueron incubadas a 37°C durante 24 h. Al término de este período cada uno de los aislados fue sometido a una tinción de Gram para determinar las características microscópicas de las bacterias y corroborar la pureza del cultivo (un solo tipo de bacteria) y fueron mantenidas en refrigeración a 4°C para su posterior identificación.

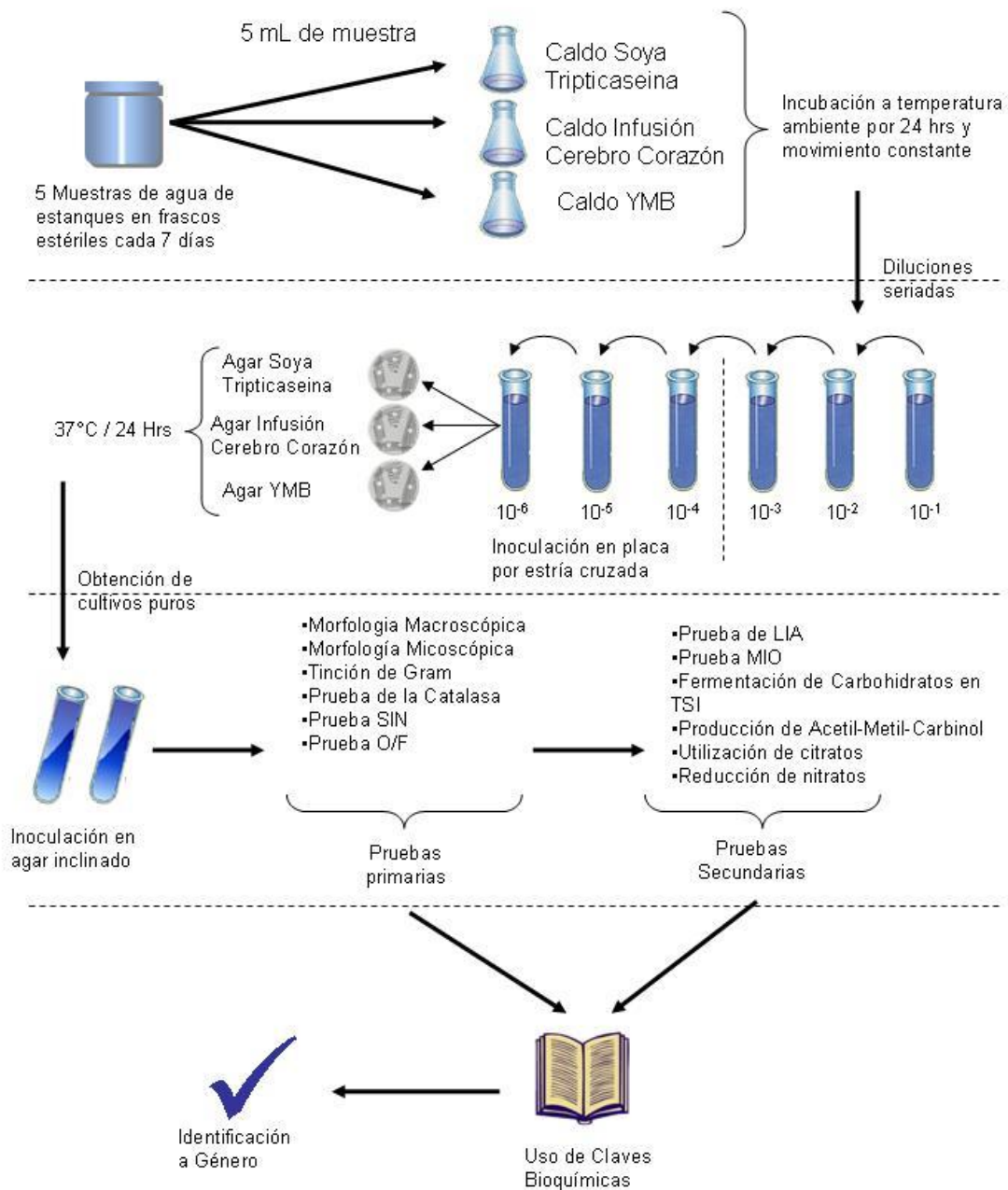
Al finalizar los 35 días de muestreo, todos los aislados microbiológicos obtenidos fueron sometidos a una serie de pruebas primarias, que son el primer paso para la identificación de bacterias:

- 1.- Morfología macroscópica
- 2.- Morfología microscópica
- 3.- Tinción de Gram
- 4.- Prueba de la catalasa
- 5.- Prueba de SIM (Sulfhídrico, Indol y Movilidad)
- 6.- Prueba de O/F (Oxidación/ Fermentación)

Después de las pruebas primarias, las colonias de bacterias identificadas fueron sometidas a una serie de pruebas secundarias (Apéndice A) para la identificación taxonómica de cada una.

- 1.- Prueba de LIA (Lisina-Hierro-Agar)
- 2.- Prueba de MIO (Movilidad-Indol-Ornitina)
- 3.- Fermentación de carbohidratos en TSI (Agar hierro triple azúcar)
- 4.- Producción de Acetil-Metil-Carbinol (Voges Proskauer)
- 5.- Utilización de citratos
- 6.- Reducción de nitratos

El último paso, después de las pruebas bioquímicas primarias y secundarias, fue utilizar claves de identificación de bacterias (Cowan & Steel, 1979).



**Figura 3. Estrategia experimental de análisis microbiológico del alimento natural.** Procedimiento detallado en el cual se describen los pasos a seguir para identificar el tipo de bacterias, hongos y levaduras presentes en el alimento natural utilizado en el bioensayo de crecimiento de juveniles del acocil rojo (*P. clarkii*).

## **5.5. Establecimiento de microinvertebrados en tratamientos con alimento natural**

Periódicamente fueron tomadas muestras de agua de los estanques para revisar e identificar los microinvertebrados residentes, para esta actividad fue utilizado un microscopio compuesto Carl Zeiss Axiostar para la revisión de las laminillas temporales de microinvertebrados mediante el uso de claves taxonómicas (Strayer & Hummon, 1991; Taylor & Sanders, 1991; Wallace & Snell, 1991; Grant-Smith, 2001).

## **5.6. Análisis Estadístico**

### **5.6.1 Biometría**

Los valores de crecimiento en peso en cada tratamiento fueron incluidos en una base de datos EXCEL y SPSS v. 16. Mediante la prueba de t de Kolmogorov-Smirnov fue determinada la distribución normal del peso en cada tratamiento. Posteriormente, fueron calculados los estadísticos descriptivos ( $\bar{X}$ , Desviación Estándar, Mínimo, Máximo) del crecimiento por tratamiento. Además, los valores promedio del crecimiento fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Duncan para determinar si existían diferencias significativas entre los valores promedios del crecimiento. Adicionalmente, se realizó un ANCOVA para ver el efecto del alimento y la densidad, así como la interacción de ambos tratamientos en el crecimiento

### 5.6.2. Tasa de Incremento Relativo (TIR)

Para cada una de las combinaciones de alimento/densidad fue determinada la Tasa de Incremento Relativo (TIR) promedio utilizando la siguiente ecuación (Ricker, 1975; Carmona-Osalde *et al.*, 2004):

$$TIR = \frac{P_i - P_{tx}}{P_i} \times 100$$

Donde:  $P_i$  es el peso inicial del experimento y  $P_{tx}$  es el peso en cada monitoreo (medición) cada cinco días.

### 5.6.3. Tasa de Crecimiento Específico (TCE)

Para cada una de las combinaciones de alimento/densidad fue determinada la Tasa de Incremento Relativo (TIR) promedio utilizando la siguiente ecuación (Reynolds, 2002; Carmona-Osalde *et al.*, 2004):

$$TCE = \frac{\text{Log } P_f - \text{Log } P_i}{\text{Duración del bioensayo (55 días)}} \times 100$$

Donde: Log es el logaritmo natural,  $P_f$  = peso al final del experimento,  $P_i$  = peso al inicio del bioensayo y 55 días corresponde a la duración del bioensayo.

#### 5.6.4. Crecimiento Alométrico

El crecimiento alométrico del Peso Total (PT) en función de la Longitud Post-orbital (LP-O) fue realizado por alimento y densidad. Este crecimiento fue determinado mediante el modelo de regresión potencial  $Y=aX^b$  (Teisser, 1960; Huxley, 1972; Hartnoll, 1982; Aiken & Waddy, 1992). El término alométrico se refiere a que una variable que presenta un incremento más o menos rápido con respecto a una variable de referencia. El crecimiento alométrico puede ser (+/-) o isométrico.

La isometría corresponde cuando los valores del coeficiente de regresión (b) son igual a 1 o 3, si corresponde a una relación talla o peso, respectivamente. La alometría negativa o positiva fue considerada cuando presenta valores de  $b < 1$  o 3 y  $b > 1$  o 3, respectivamente. El primer paso para llevar a cabo este análisis fue determinar la significancia de la regresión, probando las siguientes hipótesis mediante un ANOVA y una prueba de F:

$$H_0: b = 0$$

$$H_a: b \neq 0$$

La decisión estadística fue basada en el hecho de que la F calculada fuera mayor que la F tabulada [0.05 (1), v1, v2], donde v1 y v2 son los grados de libertad (GL) de la regresión (=1) y residual (n-2), se rechaza la  $H_0$ . El tipo de crecimiento de cada regresión fue determinado por una prueba de “t” de Student para probar las siguientes hipótesis:

$$H_0: b = 3 \text{ Isometría} \quad H_a: b \neq 3 \text{ Alometría negativa } (<3) \text{ y positiva } (>3)$$

Para el cálculo de “t” se utilizó la siguiente ecuación:

$$t: \frac{\text{Parámetro estimado de } b - (\text{Valor hipotético de } b)}{\text{Error típico del parámetro estimado}}$$

Error típico del parámetro estimado

Donde: si t calculada es mayor que la t tabulada 0.05 (2), n-2, se rechaza la  $H_0$ .

## **6. RESULTADOS**

### **6.1. Parámetros fisicoquímicos**

Los valores de pH del agua a lo largo del experimento no presentaron gran variación y oscilaron entre 7.00 y 7.20. La temperatura promedio ambiental fue de 25°C, mientras que la temperatura promedio del agua de los estanques fue de 22.27 ( $\pm 2.0746$ ) y 23.65 ( $\pm 1.9225$ ), para los tratamientos de alimento natural y alimento formulado, respectivamente. El rango de temperatura del agua de los estanques con alimento natural fue de 17°C a 26°C, mientras que la temperatura del agua en los estanques con alimento formulado osciló entre 20 y 28°C respectivamente.

### **6.2. Evaluación del Crecimiento y Supervivencia de juveniles**

#### **6.2.1. Comparación del crecimiento promedio por tratamiento en cada período de medición**

##### **a) Alimento natural**

El crecimiento promedio (en peso) de juveniles en la combinación alimento natural y densidad de 3, presentó incrementos de peso en cada una de las mediciones



(cada 5 días), pero de acuerdo al análisis de varianza unifactorial (ANOVA) y la prueba de Duncan, las diferencias significativas en el crecimiento se presentaron a partir de la medición 9 (40 días) y hasta el final del bioensayo (55 días) ( $P < 0.05$ ) (Tabla V).

De manera similar el crecimiento promedio de juveniles en la densidad de 6 individuos solo presentó diferencias significativas a partir de la medición 8 (35 días) y hasta el término del bioensayo ( $P < 0.05$ ) (Tabla VI).

Tabla V. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento natural y densidad de 3 individuos.

<b>Muestreo</b>	<b>N</b>	<b>Promedio</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Desviación estándar</b>
1	15	0.3726	0.3217	0.4426	0.029273
2	15	0.3813	0.3123	0.4787	0.049901
3	15	0.4632	0.3256	0.6256	0.082191
4	15	0.5304	0.4451	0.7501	0.081050
5	15	0.6301	0.4487	0.8548	0.149315
6	15	0.7764	0.4656	1.1798	0.153875
7	12	0.9032	0.6423	1.3470	0.256034
8	12	1.0972	0.7132	1.4048	0.237148
9	12	1.4501*	1.0416	2.2665	0.469465
10	12	2.1724*	1.4753	3.5496	0.681248
11	12	2.4841*	1.5088	3.6469	0.767400
12	12	2.6216*	1.5257	3.7831	0.755010

**\*Diferencia significativa**

Tabla VI. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento natural y densidad de 6 individuos.

Muestreo	N	Promedio	Mínimo	Máximo	Desviación estándar
1	30	0.3277	0.2665	0.4126	0.034771
2	30	0.3221	0.2564	0.4595	0.041381
3	30	0.3559	0.2819	0.5047	0.058871
4	30	0.4281	0.3139	0.6783	0.072139
5	30	0.4595	0.3433	0.7007	0.075222
6	29	0.5915	0.3517	1.0423	0.153874
7	28	0.6768	0.4704	1.1099	0.149256
8	28	0.8052*	0.5477	1.2819	0.201825
9	28	1.0405*	0.6312	1.9856	0.283333
10	27	1.3293*	0.7795	2.0152	0.335457
11	27	1.4726*	0.8409	2.3858	0.370575
12	25	1.5502*	0.4238	2.5122	0.454637

**\*Diferencia significativa**

#### **b) Alimento formulado**

El crecimiento promedio de juveniles con alimento formulado en ambas densidades (3 y 6) presentaron incrementos de peso durante cada una de las mediciones, pero a partir de la séptima medición (30 días), se presentaron diferencias significativas en el crecimiento, de acuerdo al análisis de varianza unifactorial (ANOVA) y la prueba de Duncan ( $P < 0.05$ ) (Tablas VII y VIII; Figura 4).

Tabla VII. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para el tratamiento de alimento formulado y densidad de 3 individuos.

<b>Muestreo</b>	<b>N</b>	<b>Promedio</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Desviación estándar</b>
1	15	0.2674	0.2258	0.3220	0.024752
2	15	0.3306	0.2431	0.4878	0.072619
3	15	0.5040	0.3790	0.6330	0.069516
4	15	0.7903	0.4766	1.1022	0.154915
5	15	1.3448	0.7343	2.0657	0.347561
6	15	1.6913	1.0769	2.9315	0.432106
7	15	2.5517*	1.7953	3.7527	0.548090
8	15	3.0756*	1.8993	4.9604	0.900388
9	15	3.7376*	2.2649	5.2655	0.886653
10	15	3.8968*	2.7628	5.1901	0.735154
11	14	3.9602*	2.7216	5.2520	0.771202
12	13	3.9996*	2.8436	5.4719	0.754076

**\*Diferencia significativa**

Tabla VIII. Valores promedio, mínimos y máximos del PT (g) para tratamiento de alimento formulado y densidad de 6 individuos.

<b>Muestreo</b>	<b>N</b>	<b>Promedio</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Desviación estándar</b>
1	30	0.2344	0.1820	0.3082	0.037635
2	30	0.2838	0.2001	0.4286	0.055671
3	30	0.4232	0.2837	0.5926	0.080895
4	30	0.6400	0.2923	0.9726	0.169818
5	30	0.8579	0.3485	1.4408	0.290039
6	29	1.1764	0.4896	1.8084	0.378684
7	29	1.5982*	0.4842	3.1535	0.696569
8	28	2.1053	0.8975	4.2209	0.781916
9	28	2.6277*	1.1468	4.9739	1.099617

10	28	2.7637*	1.2357	5.0645	1.071982
11	28	2.7606*	1.2104	5.0985	1.085130
12	28	2.8724	1.2556	5.1656	1.086913

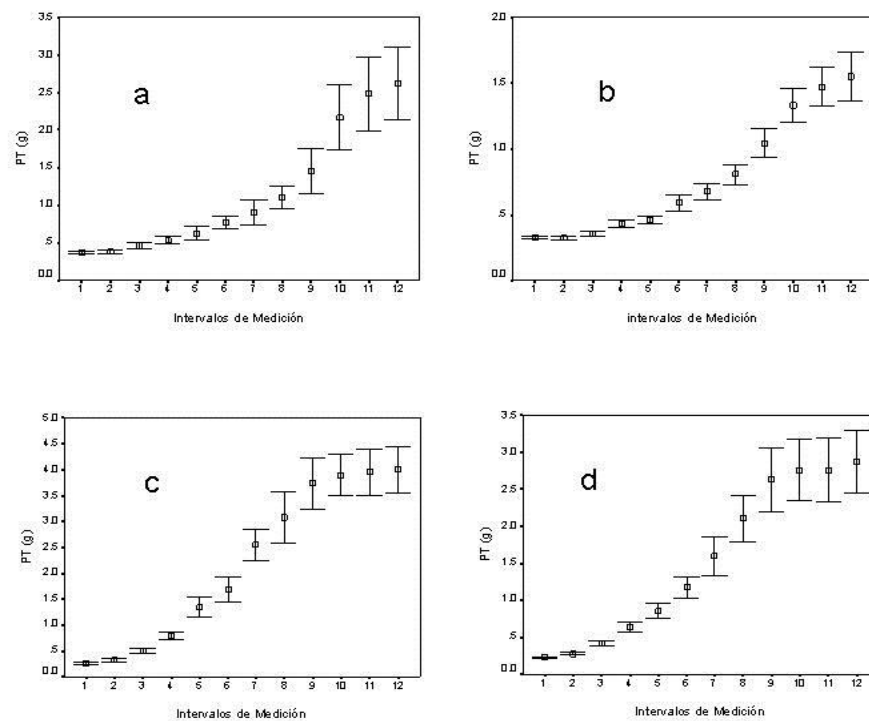
**\*Diferencia significativa**

### **6.2.2. Comparación del crecimiento promedio de juveniles con alimento natural y ambas densidades**

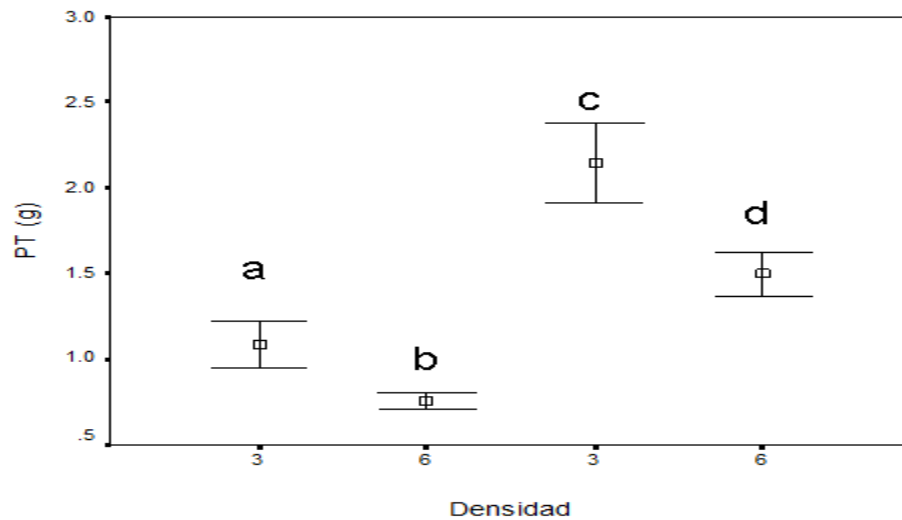
El crecimiento promedio de juveniles a lo largo del experimento fue 1.086 g en la la densidad 3 y en la densidad 6 fue 0.757 g. La comparación de ambos promedios mediante la prueba de t para muestras independientes, concluye que hay una diferencia significativa ( $P < 0.5$ ,  $t = 5.4650$ ) (Figura 5).

### **6.2.3. Comparación del crecimiento promedio de juveniles con alimento formulado y ambas densidades**

El crecimiento de juveniles a lo largo del bioensayo con alimento formulado fue 2.148 y 1.497 g, para la densidad 3 y 6, respectivamente. La prueba de “t” determinó que ambos promedios fueron significativamente diferentes ( $P < 0.05$ ) (Figura 5).



**Figura 4. Crecimiento promedio (PT) de juveniles de *P. clarkii* en los diferentes intervalos de tiempo (5 días).** a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.



**Figura 5. Comparación del crecimiento promedio de juveniles de *P. clarkii*:** a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.

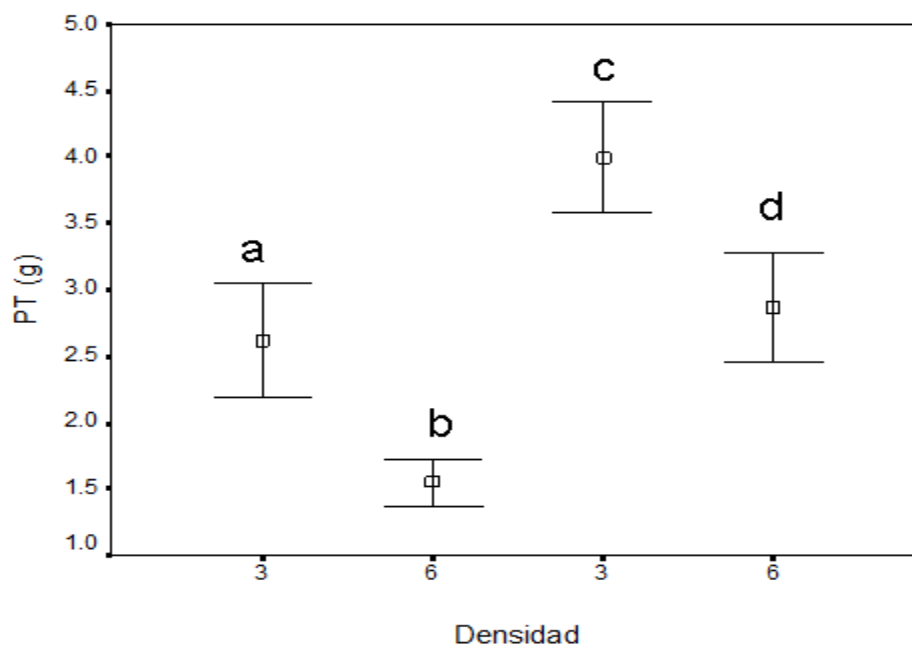
#### **6.2.4. Comparación del crecimiento de juveniles considerando solamente la última medición**

##### **a) Alimento natural**

El crecimiento promedio de juveniles al final del bioensayo, fue 2.621 y 1.550, en la densidad 3 y 6, respectivamente. Entre ambas densidades hay una diferencia significativa en el crecimiento ( $t_{cal} = 5.386$ ;  $P < 0.05$ ) (Figura 6).

##### **b) Alimento formulado**

La comparación del crecimiento promedio de juveniles al final del bioensayo en la densidad 3 (3.999) y 6 (2.760) fue significativamente diferente ( $t_{cal} = 3.845$ ;  $P < 0.05$ ) (Figura 6).



**Figura 6. Comparación del crecimiento promedio de juveniles de *P. clarkii* al final del bioensayo:** a) alimento natural y densidad 3, b) alimento natural y densidad 6, c) alimento formulado y densidad 3, d) alimento formulado y densidad 6.

#### **6.2.5. Comparación del efecto del alimento y densidad sobre el crecimiento promedio**

La comparación del efecto de los tratamientos (alimento y densidad) sobre el crecimiento promedio de los juveniles en cada medición y como covariante el peso inicial, arrojó los siguientes resultados. En el caso del alimento (natural y formulado); el crecimiento fue significativamente diferente durante todos los muestreos, excepto en la última medición. Por el contrario, la densidad (3 y 6 individuos) no presentó diferencias significativas, excepto en la tercera y quinta medición. Por otra parte, al evaluar la interacción de ambas variables sobre el crecimiento, los resultados evidenciaron una diferencia significativa del quinto al séptimo muestreo y del décimo al onceavo

muestreo, de acuerdo al Análisis de Covarianza realizado (ANCOVA) ( $P < 0.01$  y  $P < 0.05$ ) (Tabla IX).

Tabla IX. Análisis de COVARIANZA del Peso en cada medición y Peso inicial (Covariante).

<b>P<sub>tx</sub></b>	<b>Alimento</b>	<b>Densidad</b>	<b>Interacción</b>
t 2	* *	NS	NS
t 3	* *	*	NS
t 4	* *	NS	NS
t 5	* *	*	*
t 6	* *	NS	*
t 7	* *	NS	*
t 8	* *	NS	NS
t 9	* *	NS	NS
t 10	*	NS	**
t 11	*	NS	**
t12	NS	NS	NS

\*  $P < 0.05$ ; \*\*  $P < 0.01$ ; NS No hay diferencia significativa

#### 6.2.6. Tasa de Incremento Relativo (TIR) en cada período de muestreo

El valor máximo de TIR fue 49.8147 para los juveniles expuestos a un alimento natural y densidad 3 (novena medición). Por otra parte, la TIR menor (1.7025) fue observada en el primer muestreo con densidad 6 y alimento natural. Para los juveniles alimentados con el alimento formulado, los valores mayores y menores de la TIR



(70.6695 y 0.1129) ocurrieron en el cuarto y décimo muestreo, en las densidades 3 y 6, respectivamente (Tabla X).

Tabla X. Valores de Tasa de Incremento Relativo para juveniles con ambos alimentos y densidades.

Medición	Alimento natural		Alimento formulado	
Tx	Densidad 3	Densidad 6	Densidad 3	Densidad 6
t 1	2.3416	1.7025	23.6697	21.0933
t 2	21.4716	10.4757	52.4111	49.1004
t 3	14.5074	20.2824	56.8199	51.2150
t 4	18.7934	7.3447	70.6695	34.0561
t 5	23.2194	28.7176	25.3825	37.1204
t 6	16.3230	14.4149	50.8679	35.8491
t 7	21.4785	18.9763	20.5317	31.7305
t 8	32.1614	29.2258	21.5236	24.8116
t 9	49.8147	27.7517	4.2602	5.1783
t 10	14.3484	10.7834	1.6279	0.1129
t 11	5.5326	5.2640	0.9933	4.0507

#### 6.2.7. Tasa de Crecimiento Específico (TCE) al finalizar el bioensayo

El análisis de la Tasa de Crecimiento Específico (TCE) fue hecho utilizando los valores de peso promedio iniciales y finales de los juveniles de cada tratamiento, en el cual no hubo diferencia significativa ( $F=1.361$ ;  $P>0.05$ ) entre las cuatro combinaciones (alimento y densidad) (Tabla XI).

### 6.2.8. Supervivencia

La supervivencia de los juveniles expuestos a alimento natural fue del 100 % hasta el quinto y cuarto muestreo, para las densidades 3 y 6 respectivamente. Los juveniles alimentados con alimento formulado, la supervivencia fue del 100% hasta los muestreos 9 y 4 para las densidades de 3 y 6 individuos, respectivamente. Al final de experimento la supervivencia mas alta fue observada en la combinaci3n de alimento formulado con una densidad de 6 individuos (93.33 %). Por otra parte, los juveniles sometidos al alimento natural y densidad de 3 individuos, fueron los que presentaron la supervivencia mas baja con un valor de 80 % (Tabla XI).

Tabla XI. Valores de supervivencia obtenidos durante el bioensayo de crecimiento con juveniles de acocil para las diferentes combinaciones de alimento y densidad.

Muestreo	Alimento natural		Alimento Artificial	
	Densidad 3 (%)	Densidad 6 (%)	Densidad 3 (%)	Densidad 6 (%)
1	100	100	100	100
2	100	100	100	100
3	100	100	100	100
4	100	100	100	100
5	100	96.66	100	96.66
6	80	93.33	100	96.66
7	80	93.33	100	93.33
8	80	93.33	100	93.33
9	80	90	100	93.33
10	80	90	93.33	93.33
11	80	83.33	86.66	93.33
12	80	83.33	86.66	93.33

### 6.2.9. Resumen Comparativo del Crecimiento

Los datos promedio correspondientes al crecimiento en peso, la TIR, la TCE y sobrevivencia de los juveniles de acocil rojo obtenidos durante el bioensayo se presentan de forma comparativa en la Tabla XII, en la cual se puede observar que los valores mínimo y máximo de peso promedio fueron obtenidos en los tratamientos de alimento natural con densidad 6 y alimento formulado con densidad 3 respectivamente. Por otra parte, aunque no presentan una diferencia significativa, en los valores de la TIR como en la TCE se observa una tendencia a la alza excepto por el tratamiento de alimento formulado con densidad 6 que en ambos análisis presenta una disminución en dichos valores.

Tabla XII. Análisis comparativo de los valores promedio iniciales y finales del crecimiento en peso, TIR, TCE y sobrevivencia de los juveniles del acocil rojo *P. clarkii* durante el bioensayo con alimento natural y formulado para densidades de 3 y 6 individuos.

Tratamientos	Alimento natural		Alimento formulado	
	Densidad 3	Densidad 6	Densidad 3	Densidad 6
Promedio de Peso inicial (g)	0.3726 (0.0292)	0.3277 (0.0347)	0.2674 (0.0247)	0.2344 (0.0376)
Promedio de Peso final (g)	2.6216 (0.7550)	1.5502 (0.4546)	3.9996 (0.7540)	2.8724 (1.0869)
Tasa de Incremento Relativo (%)	6.5475 (1.6145)	9.8436 (4.8220)	12.3780 (5.6051)	11.0987 (2.2383)
Tasa de Crecimiento Específico (%)	3.6416 (0.3893)	4.1425 (1.0138)	4.5122 (1.0856)	4.5065 (0.3511)
Sobrevivencia (%)	80 %	83.33 %	86.66 %	93.33 %

### 6.3. Análisis microbiológico del alimento natural

El análisis bacteriológico del agua donde creció el detritus vegetal (producto de la descomposición del alimento natural), mediante las pruebas primarias, corresponde a enterobacterias, bacilos y cocos gram positivos.

Es importante mencionar que las pruebas primarias son aquellas que se realizan para determinar las principales características de los distintos grupos de bacterias. Posteriormente, fueron realizadas las pruebas secundarias las cuales son más específicas para la identificación a nivel de género (Tabla XIII) mediante el uso de claves.

Tabla XIII. Bacterias presentes durante la descomposición del alimento natural.

Reino	Phylum	Clase	Orden	Familia	Género		
Bacteria	Proteobacteria	Gamma	Enterobacteriales	Enterobacteriaceae	<i>Citrobacter</i>		
		Proteobacteria			<i>Klebsiella</i>		
					<i>Escherichia</i>		
					<i>Proteus</i>		
					<i>Serratia</i>		
	Firmicutes	Bacilli	Bacillales	Bacillaceae	<i>Bacillus</i>		
		Bacilli	Lactobacillales	Streptococcaceae	<i>Streptococcus</i>		
		Cocci	Bacillales	Staphylococcaceae	<i>Staphylococcus</i>		

### 6.4. Establecimiento de microinvertebrados en tratamientos con alimento natural

Los grupos de microinvertebrados que crecieron en los estanques de cultivo donde fue desasarrollado el bioensayo, correspondieron a 6 grupos (Gastrotricos, Rotíferos, Flagelados, Ciliados, Testados y Amibas) del reino Protista distribuidos en varios géneros identificados (Tabla XIV).

Tabla XIV. Microinvertebrados presentes en los estanques de cultivo con alimento natural.

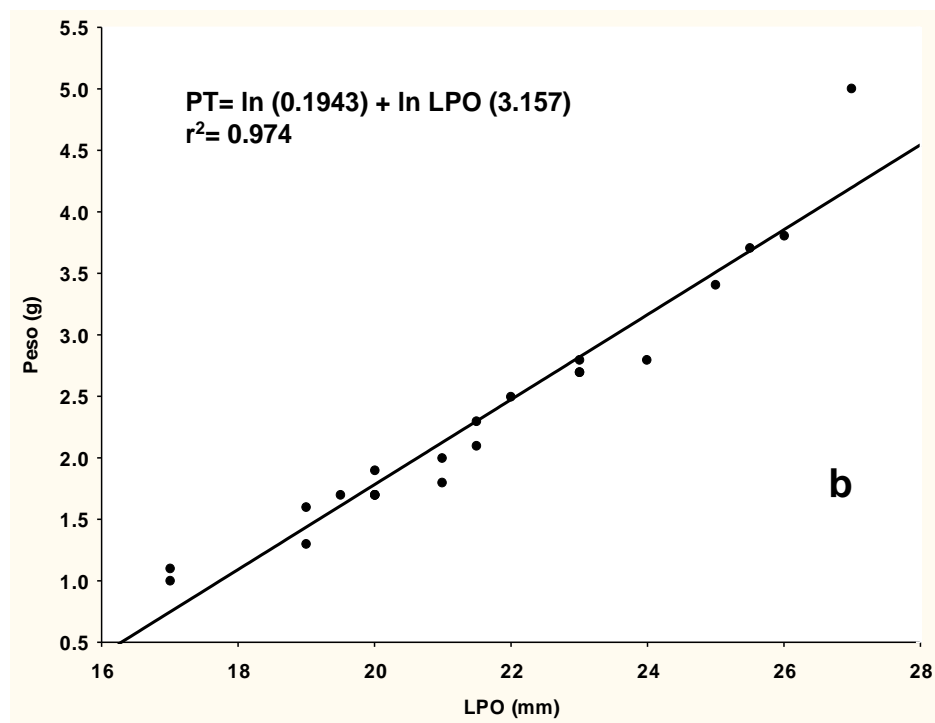
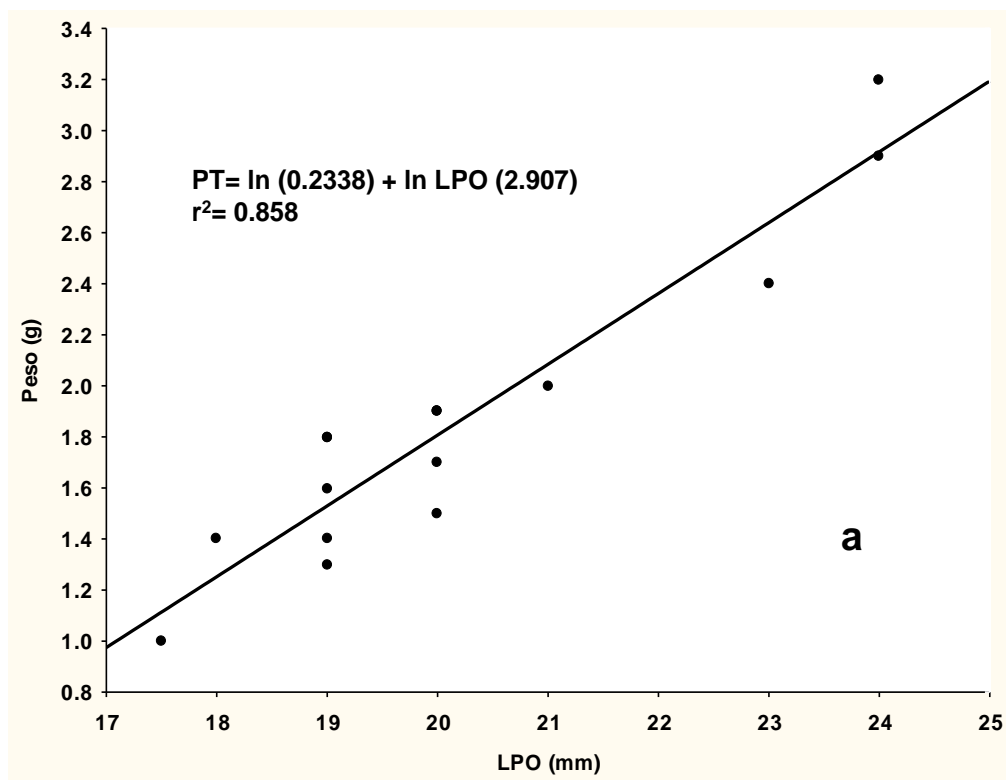
Protistas	
Grupo	Géneros
Gastrotricos	<i>Chaetonotus</i> sp.
Rotíferos	<i>Lepadella</i> sp.
Flagelados	<i>Colponema</i> sp.
Ciliados	<i>Discomorpha</i> sp.
	<i>Euplotes</i> sp.
	<i>Spirostomum</i> sp.
	<i>Vorticella</i> sp.
Testados	<i>Arcella</i> sp.
	<i>Centropysis</i> sp.
	<i>Cinetochilum</i> sp.
	<i>Diffugia</i> sp.
	<i>Euglypha</i> sp.
	<i>Pelomyxa</i> sp.
Amibas	<i>Amoeba</i> sp.

## 6.5. Crecimiento alométrico

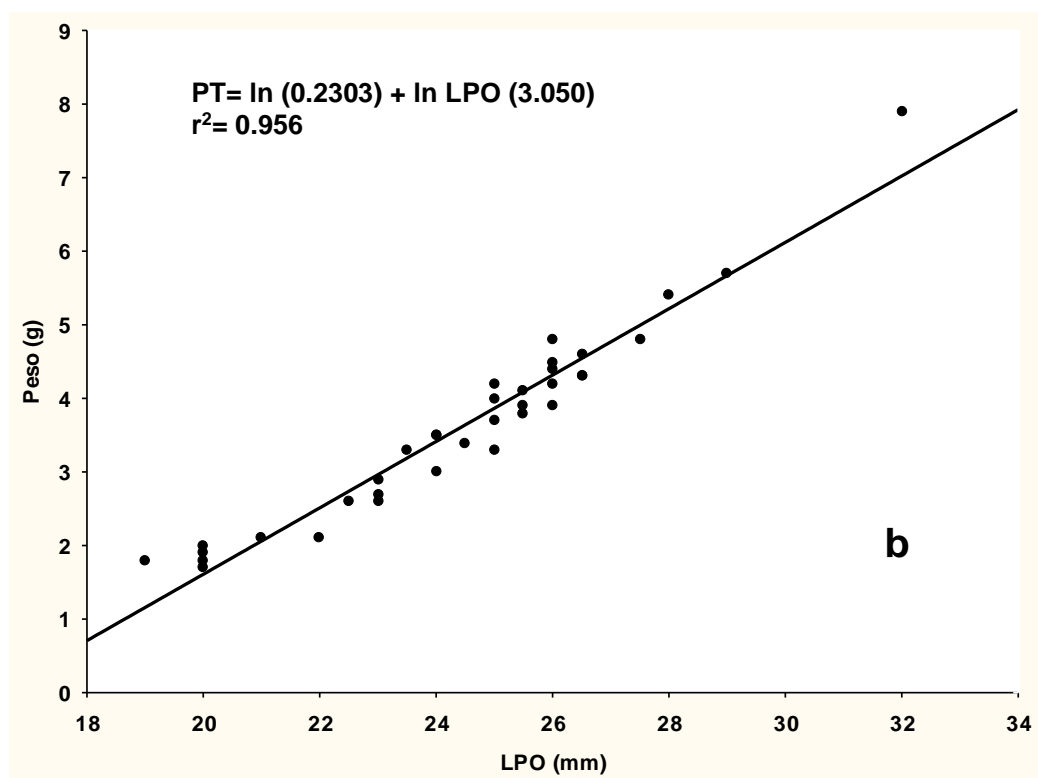
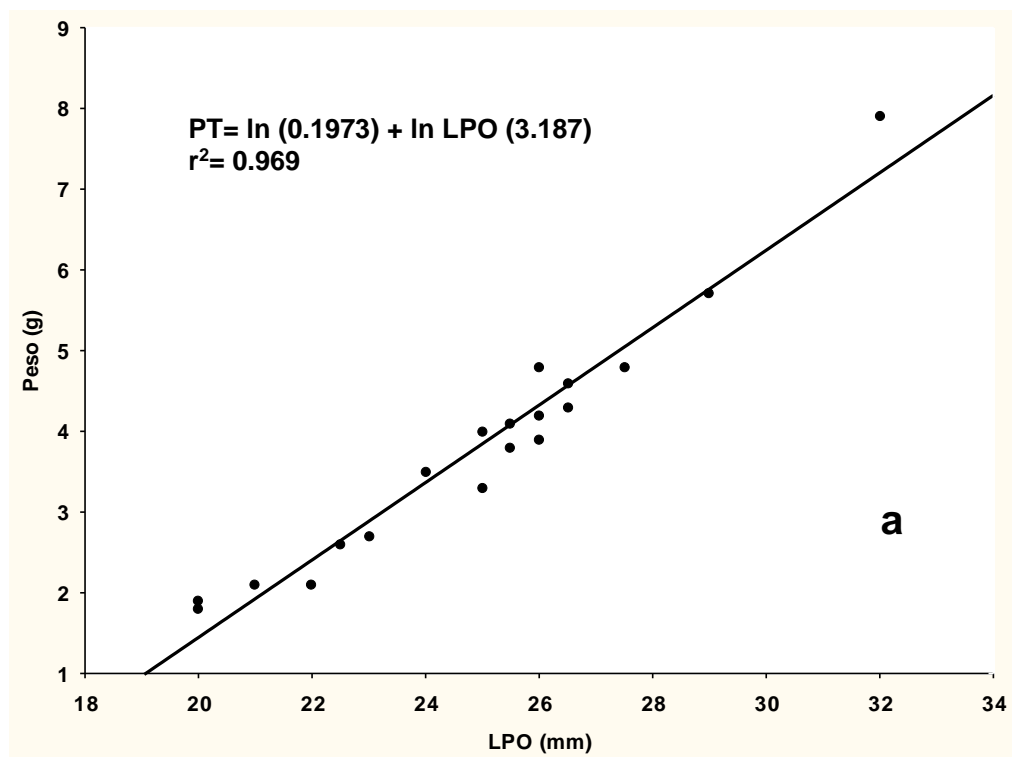
A pesar de que se utilizaron juveniles en el experimento, fue posible reconocer el sexo de cada organismo al finalizar el bioensayo. La relación del PT y la LP-O en cada uno de los tratamientos fue significativa de acuerdo al análisis de regresión potencial (Tabla XV). El tipo de crecimiento de los juveniles en cada tratamiento fue isométrico, tanto en machos como hembras (Figuras 7 y 8).

Tabla XV. Tipo de crecimiento relativo del PT en función de LPO en juveniles de *P. clarkii* al final de cada tratamiento.

<b>Tratamiento</b>	<b>N</b>	<b>Ecuación</b>	<b>r<sup>2</sup></b>	<b>B</b>	<b>Tipo de crecimiento</b>
Natural/hembras		PT= ln (0.2338) + ln LPO (2.907)	0.858	2.907	Isométrico
Natural/machos		PT= ln (0.1943) + ln LPO (3.157)	0.974	3.157	Isométrico
Formulado/hembras		PT= ln (0.1973) + ln LPO (3.187)	0.969	3.187	Isométrico
Formulado/machos		PT= ln (0.2303) + ln LPO (3.050)	0.956	3.050	Isométrico



**Figura 7. Relación de PT con LPO.** Juveniles hembras (a) y machos (b) utilizados en el bioensayo con alimento natural.



**Figura 8. Relación de PT con LPO.** Juveniles hembras (a) y machos (b) utilizados en el bioensayo con alimento formulado.



## 7. DISCUSION

### 7.1. Parámetros fisicoquímicos

La alcalinidad, dureza, oxígeno, pH, salinidad y temperatura, son los principales parámetros fisicoquímicos que deben ser considerados durante el manejo de poblaciones naturales y de cultivo de acociles (Huner & Barr, 1984; Arrignon, 1985; Huner 1990). Estos factores ambientales, así como el nivel de nutrientes, densidad, fotoperíodo, condiciones hidrológicas, calidad del agua, composición del hábitat y stress, influyen en el crecimiento de acociles desde la fase juvenil hasta su etapa de madurez (Bittner y Kopanda, 1973; Black & Huner, 1976; Goyert & Avault Jr., 1978; Romaine *et al.*, 1978; Huner & Barr, 1984; Reynolds, 2002).

En condiciones de cultivo de juveniles de *P. clarkii*, el pH del agua puede oscilar entre 6.5 a 8.5 (Romaine, 1986; Reigh *et al.*, 1993; McClain *et al.*, 2007; Mazlum & Eversole, 2007), pero puede ser letal cuando hay valores mayores de 10.5 y menores de 4 (Romaine, 1986). En este estudio los valores de pH del agua estuvieron dentro del umbral considerado razonable para su buen desempeño (7.0 a 7.20). Otras especies de acociles como *C. montezumae*, pueden tolerar valores de pH hasta de 8.2 (Latournerié Cervera, *et al.*, 2006).

El crecimiento de crustáceos solo se presenta a cierta temperatura y este factor afecta la duración de la intermuda. Debajo de la temperatura óptima, los crustáceos no se alimentan y valores de temperatura mayor al óptimo, pueden ocasionar que se retarde la muda o incrementar la mortalidad (Jussila & Evans, 1996).

El rango de temperatura durante el bioensayo osciló de 17° C a 26° C, estos valores se encuentran cercanos al umbral de tolerancia de esta especie, el cual se ha registrado entre 20 a 27 ° C (Huner & Avault, 1976; Re-Araujo, 1985; Romaine, 1986; Huner, 1990). La temperatura es un factor importante que gobierna la tasa de crecimiento en los acociles (Lowery, 1988), los cuales son generalmente euritérmicos, es decir, que pueden tolerar variaciones de temperatura a través de ajustes conductuales, resistencia y funciones fisiológicas (Gutiérrez-Yurrita & Montes 1998, McMahon, 2002, Reynolds, 2002). Aunque la temperatura influye en la sobrevivencia y tasas de crecimiento, en el caso de *P. clarkii* el crecimiento inicia a 15°C y es detenido a temperaturas mayores de 32°C (Huner & Barr, 1991; Wetzel & Brown 1993, Chen *et al.*, 1995; Storer *et al.*, 2002).

Las condiciones de temperatura en bioensayos de crecimiento con juveniles de *P. clarkii* y otras especies de acociles fueron registradas a diferentes rangos o promedios, pero oscilan de 10° C a 29° C (Goyert & Avault 1978; Re- Araujo & Bückle Ramírez, 1985; Lutz & Wolters 1986; Rodríguez-Almaraz & Compean Jiménez, 1991; Wetzel & Brown, 1993; Reigh & Ellis 1994; Jover *et al.*, 1999; Rodríguez Serna *et al.*, 2000; Rodríguez Serna & Carmona-Osalde, 2002; Carmona-Osalde *et al.*, 2004; Mazlum & Eversole, 2005; Latournerié Cervera, *et al.*, 2006; Mazlum, 2007; Mazlum & Eversole, 2007). En otras especies, como *Orconectes virilis* y *O. immunes*, la tasa de crecimiento de juveniles fue dependiente de la temperatura, donde el peso y longitud en ambas

especies se elevaron con el incremento de temperatura de 10° C a 25° C (Wetzel & Brown, 1993).

Los niveles de oxígeno disuelto no fueron monitoreados durante el bioensayo, ya que se mantuvo un sistema de recirculación de agua permanente, el cual favoreció la oxigenación constante del agua. El acocil rojo *P. clarkii*, es una especie tolerante a niveles de oxígeno por debajo de 1 ppm (Romaine, 1986; Huner, 1990, McClain & Romaine, 2007).

## **7.2. Evaluación del crecimiento por alimento y densidad**

### **7.2.1. Características del crecimiento en acociles**

Los valores del peso promedio de los juveniles al inicio del experimento fueron entre 0.2344 a 0.3726 g, dependiendo del tratamiento. Esta diferencia mínima se atribuye al stock de juveniles seleccionados que correspondían a dos hembras diferentes mantenidas en el laboratorio. El crecimiento promedio de los juveniles por intervalo de tiempo (cada 5 días) no presento diferencias significativas en las primeras etapas de monitoreo de las cuatro combinaciones (2 alimentos, 2 densidades). El crecimiento por etapa de medición se manifestó significativamente diferente a partir de los 30, 35 y 40 días, para alimento formulado en ambas densidades, alimento natural con densidad de 6 juveniles y alimento natural con densidad de 3 juveniles, respectivamente. Al final del experimento (55 y 60 días), el incremento en peso no mostró diferencias significativas en el alimento formulado.

En los crustáceos es característico que mientras ocurre un crecimiento fisiológico continuo, el crecimiento rápido en longitud y peso ocurre solamente en la muda (Aiken & Waddy, 1992; Jussila & Evans, 1996). En el caso de los acociles, las mudas son numerosas en los primeros meses de la existencia juvenil, reduciéndose a medida que alcanzan la madurez sexual (Reynolds, 2002). El tiempo entre una muda y otra en juveniles de *P. clarkii*, es de 5 a 6 días (Huner & Barr, 1984). Tanto la muda como el incremento en el crecimiento debido a ella, son variables entre los individuos y no puede ser usada como una guía confiable para la edad (Reynolds, 2002). A este respecto, Correia (1992) menciona que los estudios de crecimiento en crustáceos son complicados por la variabilidad en la frecuencia de la muda y el incremento de crecimiento después de cada una de estas.

Existen múltiples estudios sobre crecimiento de juveniles de *P. clarkii* en condiciones de laboratorio, considerando la **densidad** (Goyert & Avault, 1978; McClain 1995; Lutz & Wolters, 1999; Mazlum & Eversole, 2007;) y el tipo de **alimento**, tanto **natural** (Re- Araujo & Bückle-Ramírez, 1985; McClain *et al.*, 1992; McClain 1995; Oliveira & Fabiao 1998) como **formulado** (Huner & Meyers, 1979; Re- Araujo & Bückle- Ramírez, 1985; Rodríguez-Almaraz & Compean Jiménez, 1991; Lochman *et al.*, 1992; Reigh *et al.*, 1993; McClain 1995; Jover *et al.*, 1999; Mazlum y Eversole, 2005; Mazlum, 2007; Montemayor *et al.*, 2009).

Los acociles han sido descritos como alimentadores oportunistas (Momot *et al.*, 1978). Por esta razón en la literatura se describe el uso de diferentes alimentos naturales (vegetal o animal) o formulados, con el fin de probar experimentalmente el crecimiento de juveniles y adultos, así como la contribución de estas dietas en la producción comercial de acociles.

En este bioensayo la selección y uso de un alimento formulado para peces (alevines de trucha) se basa en que desde hace varios años, la producción del acocil rojo *P. clarkii* se ha incrementado utilizando este tipo de alimentos formulados (Clark *et al.*, 1974; Goyert & Avault, 1977; Romaine *et al.*, 1979; Cange *et al.*, 1982; Avault & Brunson 1990, Reigh *et al.*, 1993; Reigh & Ellis 1994; Jarboe & Romaine, 1995). El uso de suplementos proteínicos alternativos en las dietas de acociles podría servir para estabilizar o reducir los costos de alimentación en el cultivo (Reigh *et al.*, 1993). La proteína de origen animal puede tener un efecto significativamente positivo sobre el crecimiento de juveniles de *P. clarkii* (Huner & Meyers, 1979). Por lo anterior, en nuestro estudio el contenido proteico del alimento formulado utilizado fue del 40-45%, en otras pruebas sobre crecimiento de juveniles de *P. clarkii*, el contenido de proteínas de los alimentos evaluados oscila de un 19% al 50% (Huner & Meyers 1979; Rodríguez-Almaraz & Compean Jiménez, 1991; Lochman *et al.*, 1992; Jover *et al.*, 1999; Mazlum, 2007). En otras especies de acociles como *Ch. quadricarinatus* se ha evaluado el crecimiento con dietas que incluyen 35% de proteínas (Thompson *et al.*, 2004). A este respecto, Huner & Meyers (1979), mencionan que una concentración del 15 % de proteína animal en la dieta es el valor más bajo aceptable, pero para un mejor crecimiento debe contener del 22- al 26% de proteína. Sin embargo, no encontraron ninguna diferencia en la tasa de crecimiento con dietas que contienen de 15 a 62 % de proteína. Por otra parte, Jover *et al.*, (1999), determinaron que el mejor crecimiento observado en especies de acociles como *P. clarkii*, *Astacus asctacus* y *Cherax* sp., ha sido con dietas que contienen 30 % de proteína, pero en otras especies los resultados sugieren que el nivel de proteína pudiera ser mas bajo.

Cabe mencionar, que los alimentos formulados no son rutinariamente utilizados en granjas de cultivo de acociles, en su lugar los acuicultores utilizan forrajes vegetales para proporcionar una red trófica compleja (McClain & Romaine, 2007), donde se establecerán comunidades microbiales epífitas y la colonización de algunas especies de macroinvertebrados.

A pesar de los avances significativos en el conocimiento de los requerimientos nutricionales de acociles, las dietas formuladas no han resultado mejores en el peso ganado o en la sobrevivencia cuando son cultivados en densidades relativamente altas. Esto puede deberse a la falta de estudios dirigidos a probar alimentos diseñados específicamente para acociles (Brown *et al.*, 1995).

En el cultivo comercial de acociles se ha evaluado el papel de la biota natural que crece en estanques rústicos de cultivo de *P. clarkii* y que sirve como alimento para estos acociles (Mitchell & Collins 1989; Brown *et al.*, 1990, 1992). Así, alimentos naturales de origen animal o vegetal han sido utilizados para su producción. La proteína de origen animal, principalmente de artrópodos, es mejor digerida por los acociles (Momot, 1995), ya que la presencia de metabolitos secundarios en las plantas pueden afectar negativamente los procesos digestivos (Brown *et al.*, 1990; Cronin *et al.*, 2002). Además, se han utilizado peces, como trozos de trucha (Goyert & Avault, 1978) y del pez *Gambusia* (Oliveira & Fabiao, 1998), para evaluar el crecimiento de juveniles de *P. clarkii*. En el caso de los alimentos vegetales, se ha probado el efecto de forrajes para el crecimiento de *P. clarkii*. Por ejemplo, el arroz permitió un mayor rendimiento en los estanques de cultivo (1222 kg/ha), por lo que se consideró la contribución de la materia vegetal como detritus causado por la descomposición microbiana (Miltner & Avault, 1980). También usando forraje de arroz se evaluó el crecimiento de juveniles de esta

especie y de *P. acutus acutus*, donde la tasa de crecimiento de *P. acutus* fue mayor que en *P. clarkii* (Mazlum & Eversole, 2005).

En estudios experimentales de crecimiento de acociles se han probado diversas plantas o el detritus de las mismas como alimento, tal es el caso de la Elodea (*Egeria densa*) descompuesto microbiológicamente en cultivos de *Cambarellus montezumae* (Rodríguez-Serna & Carmona-Osalde, 2002; Latournerié Cervera, *et al.*, 2006). Esta misma práctica de descomposición se utilizó en cuatro alimentos vegetales para estimar el crecimiento de subadultos y adultos de *P. clarkii* (Goyert & Avault, 1977). En otros trabajos, Oliveira & Fabiao (1998), estudiaron el crecimiento de juveniles de *P. clarkii* con respecto a dos alimentos vegetales (hojas de berro y tubérculos de papa) y uno de origen animal.

Como resultado de este bioensayo, al comparar los valores promedio de peso alcanzado por los juveniles, sin considerar los intervalos de tiempo en cada tratamiento. El crecimiento observado en la densidad de 3 organismos de ambos alimentos fue significativamente mayor a una densidad de 6 juveniles y el crecimiento fue mayor que con la combinación alimento formulado y densidad 3 (2.148 g). Al considerar, solo los valores de PT de los juveniles en la última medición de cada combinación, se manifestó la misma tendencia de un mayor crecimiento promedio en el alimento formulado con densidad 3 (3.999 g).

### **7.2.2. Efecto de la densidad en el crecimiento**

La densidad es un factor importante que afecta el crecimiento de juveniles o adultos en el cultivo o bioensayos de acociles (Lutz & Wolters, 1987,1999; McClain &

Romaire, 1995; Carmona-Osalde *et al.*, 2004; Mazlum & Eversole, 2007). Al respecto, McClain (1995) encontró que el peso promedio final de los juveniles fue inversamente proporcional a la densidad. Existen múltiples estudios donde se han probado diferentes tipos de alimento en varias especies de acociles, pero generalmente el crecimiento es denso-dependiente con resultados similares (Brown *et al.*, 1995). Estos mismos hallazgos han sido presentados por Goyert (1978), Lutz & Wolters (1986), McClain *et al.* (1992) y Morrissy (1992), quienes apoyan con sus conclusiones que los acociles exhiben un crecimiento densodependiente. La sobrepoblación es una causa del cese del crecimiento en una talla comercial pequeña (Avault *et al.*, 1974). Un crecimiento reducido en altas densidades de acociles puede ser causado por largos períodos de intermuda y/o incrementos mas pequeños por muda (Goyert, 1978). Por lo tanto, la densidad afecta significativamente el crecimiento de acociles en longitud y peso (Lutz & Wolters, 1986).

Nuestros resultados concluyen que el crecimiento de los juveniles sin importar el tipo de alimento, fue mejor en la densidad de tres juveniles.

### **7.2.3. Tasa de Incremento Relativo (TIR) y Tasa de Crecimiento Específico (TCE)**

Los factores bióticos que influyen sobre la tasa de crecimiento de acociles como *P. clarkii* y otras especies, a nivel de comunidad son la disponibilidad de alimento y la presencia de depredadores, mientras que a nivel intrapoblacional destacan la densidad, comportamiento, temperatura, genética, edad, madurez y oxígeno disuelto (McClain & Romaire, 2007; Reynolds, 2002). A este respecto, Hartnoll (1982) menciona que la temperatura y disponibilidad del alimento son los factores que influyen en la duración de



la intermuda de crustáceos. Además, Goyert & Avault (1978) encontraron que *P. clarkii* presenta una inhibición en el crecimiento, cuando ocurren a altas densidades.

Hay dos principales patrones de crecimiento en acociles y relacionados con la estrategia de su historia de vida, ya que acociles en ambientes subtropicales, pueden crecer continuamente, presentando características de especies *r* con rápida maduración como *P. clarkii*. El patrón alterno, con crecimiento estacional regulado por la temperatura del agua, característico de especies templadas, corresponde a especies con estrategia *k* (Reynolds, 2002). Las especies *P. clarkii* y *P. zonangulus* pueden madurar dentro de 6 meses y raramente sobreviven a un segundo año (Reynolds, 2002).

La tasas de crecimiento específico (TCE) y la tasa de crecimiento absoluto o relativo (TCA) son relaciones del peso o talla final contra las tallas iniciales utilizadas en los acociles y otros grupos de decápodos, con el fin de estimar la tasa de crecimiento (Reynolds, 2002; Carmona-Osalde *et al.*, 2004). Los valores de TCE y TCA estimados pueden depender de la densidad, sexo, dieta, temperatura y frecuencia de alimentación a la que son sometidos los organismos, principalmente juveniles (Lutz & Wolters, 1986; Rodríguez-Almaraz & Compean, 1991; Reigh *et al.*, 1993; Reigh & Ellis, 1994; Rodríguez-Serna *et al.*, 2000; Cortes-Jacinto *et al.*, 2003; Thompson *et al.*, 2004; Carmona-Osalde *et al.*, 2004; Webster *et al.*, 2004). En este estudio la TCA fue utilizada para comparar el crecimiento en cada monitoreo, sin embargo, los valores de TCA de un periodo de monitoreo mostraban un decremento o incremento, lo cual podría atribuirse a la presencia o ausencia de muda de los individuos de cada combinación (alimento-densidad).

También la TCA y TCE fueron utilizadas para comparar el peso inicial con el peso final de los juveniles de cada combinación al final del bioensayo. En ambas tasas,

los valores mayores se presentaron en el alimento formulado con densidad 3 (TCA=12.37; TCE=4.51).

#### **7.2.4. Sobrevivencia**

La sobrevivencia de los juveniles se mantuvo en un 100% hasta los 20 días de bioensayo, y fue a partir de los 25 días cuando se presentó una mortalidad del 3.34 % en la densidad de 6 juveniles de ambos alimentos. Sin embargo, al final de bioensayo esta densidad presentó la mayor sobrevivencia, con valores del 83.33% y 93.33% para alimento natural y formulado, respectivamente. El porcentaje menor de sobrevivencia fue del 80% en el alimento natural con densidad de 3 juveniles.

Los porcentajes de sobrevivencia de juveniles de *P. clarkii* en otros estudios oscilan entre el 24% al 100%, dependiendo de la densidad, alimento, coexistencia con otras especies y temperatura (Bean & Huner, 1978; Re- Araujo & Bückle Ramírez, 1985; Lochman *et al.*, 1992; Reigh *et al.*, 1993; McClain 1994; Reigh & Ellis, 1994; Oliveira & Fabiao, 1998; Jover *et al.*, 1999; Lutz & Wolters, 1999; Mazlum & Eversole, 2005, 2007; Mazlum, 2007). Como se indicó anteriormente, la densidad es un factor importante que afecta el crecimiento en acociles (McClain, 1994; Jarboe & Romaine, 1995). Sin embargo, los datos de sobrevivencia con respecto a densidad pueden ser contradictorios, por ejemplo se ha observado una mayor sobrevivencia de juveniles de *P. clarkii* a una menor densidad (Goyert & Avault, 1978), pero en otro estudio con juveniles de *P. llamasii*, la sobrevivencia fue mayor (72%) a una mayor densidad (Rodríguez-Serna *et al.*, 2000). Con respecto al alimento, la sobrevivencia es mayor en juveniles de *Orconectes rusticus* (Hill *et al.*, 1993) y *P. clarkii* (72%) (Oliveira &

Fabiao, 1998), cuando se les suministra alimento de origen animal en lugar de origen vegetal o su detritus.

La temperatura es otro de los factores que afecta la sobrevivencia de acociles juveniles, como en *Orconectes virilis* y *O. immunis* que presentó variación en base a los gradientes de temperatura entre 15 y 25° C, donde la sobrevivencia fue entre el 87 al 100 %, fuera de este rango la sobrevivencia es de un 53 a 60 % (Wetzel & Brown, 1993). En juveniles de *P. llamas*, altas temperaturas (26° C) mejoran el crecimiento pero reduce la tasa de sobrevivencia (Carmona-Osalde *et al.*, 2004).

Por otra parte, los juveniles de *P. clarkii* tienen un límite de tolerancia de 20 a 27 °C (Huner & Avault, 1976; Re-Araujo & Búckle-Ramírez, 1985; Romaine, 1986; Huner, 1990). En nuestro estudio, las condiciones de temperatura fueron de 25°C como promedio con variaciones de 17 a 26°C, las cuales se encuentran dentro del umbral térmico.

### **7.3. Efecto del detritus y microorganismos (procariotas y macroinvertebrados)**

El papel trófico de los acociles ha sido muy discutido, se les ha catalogado como generalistas o politróficos. Sin embargo, en base a estudios sobre esta materia se reconocen dos tendencias, por una parte aquellos estudios donde consideran que el grueso de la dieta de acociles consiste del detritus de plantas, siguiendo en orden de importancia las plantas y animales vivos (Miltner & Avault, 1981; Davis, 1983; Huner & Barr, 1984; Avault & Brunson, 1990; Huner, 1990; McClain *et al.*, 1992;). Por otra parte, otros estudios sugieren que la materia animal es más importante en la dieta de los juveniles que en los adultos (Magnuson *et al.*, 1975; Huner & Naqvi, 1984; Huner,

1990). En este mismo sentido, Momot (1995), analizó el papel de los acociles en los ecosistemas acuáticos y los resultados demostraron que estos no son omnívoros generalistas, sino que presentan una predilección por la proteína animal y que durante la búsqueda de alimento ingieren grandes cantidades de material herbáceo y detrito entre el que se localizan las presas. De hecho, los cambáridos están entre los principales carnívoros de ríos y lagos, pero la fuente de proteína animal puede estar limitada por diversos factores, motivo por el cual, los acociles tienen la capacidad de ingerir material herbáceo o detritus, convirtiéndose en herbívoros facultativos si la materia animal está ausente o carente.

De igual manera, McClain & Romaine (2007), menciona que los acociles son considerados como carnívoros obligados, lo cual significa que ellos requieren de materia animal en la dieta para un crecimiento óptimo. La descomposición de materia vegetal, donde se asocian microorganismos, forma el detritus que es consumido en cantidades significativas y tiene un valor alimenticio alto, pero el detritus generalmente no proporciona la proteína y la energía necesaria para un máximo crecimiento. Aunque las presas animales representan la menor contribución a la dieta, éstos proveen compuestos orgánicos esenciales, como ácidos grasos, aminoácidos, colesterol y proteínas (Huner & Barr, 1984).

Cuando las plantas mueren y están sumergidas en el agua, estas rápidamente llegan a ser cubiertas con una capa de bacterias y hongos que usan a las plantas como fuente de energía. Durante la descomposición de las plantas, sustancias carbonáceas suministran la energía para microorganismos, mientras que el nitrógeno es asimilado y anabolizado como proteína microbiana (Chien & Avault, 1983). El valor nutrimental del detritus vegetal se asocia con la relación Carbono:Nitrógeno (C:N) en el material en

descomposición (Goyert & Avault, 1977). En este sentido, Huner & Barr (1984) y Avault *et al.*, (1983), consideran que una relación (C:N) de 17:1 o menor, es indicativa de una fuente alimenticia satisfactoria para el acocil. Cuando la planta se transforma en detritus debido al proceso de descomposición de la misma, hay una población microbiana creciendo, la cual utiliza el material de carbono como sustrato y fuente de energía. El detritus ya formado y con microfauna epífita adherida tiene un alto contenido de proteína y una relación baja de C:N, a diferencia de la planta antes de su descomposición (Goyert & Avault, 1977; Wierniki, 1984; de La Brettone & Romaine 1990; McClain *et al.*, 1992; Alcorlo *et al.*, 2004). También, estos microorganismos y otros grandes organismos asociados con el material descompuesto suministran fuentes de aminoácidos esenciales, colesterol, fosfolípidos, vitaminas y minerales (Huner & Barr, 1984; D'Abramo & Robinson, 1989).

Los microorganismos constituyen el principal alimento de los detritívoros, los residuos de las plantas solo son ligeramente asimilables (Morgan, 1980; Tenore *et al.*, 1982). Sin embargo, los microorganismos constituyen una pequeña proporción (1-5 %) del material orgánico en el detritus (Bowen, 1987). Los acociles pueden subsistir del detritus, pero una dieta basada en éste nunca podrá promover su máximo potencial de desarrollo (Huner, 1997; Rodríguez-Serna, 1999).

En este estudio, al utilizar un alimento vegetal (berro) se consideraron los anteriores aspectos de alimentación y nutrición que pudieran afectar el crecimiento de juveniles de *P. clarkii*. Para conocer el efecto de la planta y el detritus sobre el crecimiento de los juveniles, se recolectó de manera periódica el detritus formado en los estanques a lo largo de los 60 días del bioensayo. Se aislaron y separaron muestras de la materia vegetal en descomposición donde fue identificada la comunidad microbial que

estuvo compuesta de bacterias, gastrotricos, rotíferos y protistas. En la literatura no se encontraron datos de grupos taxonómicos de microorganismos que colonizan y convierten la materia fresca vegetal en detritus. Este detritus, como se describió anteriormente contribuye en el crecimiento de los juveniles, pero en nuestros resultados el mejor crecimiento fue con el alimento formulado. El acocil rojo (*P. clarkii*) tiene una clara tendencia por una alimentación detritivora (Avault & Brunson, 1990), probablemente tomando ventaja de un contenido alto de proteína durante la descomposición de material vegetal, en comparación con tejidos vegetales frescos y aprovechando una mejor calidad la proteína relacionada a las poblaciones microbiales y organismos bénticos asociados con el ecosistema basado en detritus (D'Abramo & Robinson, 1989). En relación con esto, Wierniki (1984) encontró que juveniles de *P. clarkii* obtienen al menos el 50 % del carbón del detritus en la forma de microorganismos y este porcentaje decrece conforme se incrementa la talla del acocil. En otro estudio, Oliveira & Fabiao (1998), demuestran que un bajo consumo de plantas frescas por parte de *P. clarkii* fue debido a su pobre valor nutricional. A este respecto McClain *et al* (1992), argumentan que las plantas verdes pueden ser un origen de carotenoides y fitoesteroles pero que no son adecuadas para un crecimiento máximo potencial de *P. clarkii*.

#### **7.4. Alometría**

El crecimiento de crustáceos puede ser isométrico (usualmente en juveniles) o alométrico, donde partes del cuerpo se incrementan desproporcionadamente al resto (Reynolds, 2002). En algunos cambáridos, donde la muda permite alternancias cíclicas

de la forma (machos FI o FII), el crecimiento isométrico o alométrico se puede alternar (Reynolds, 2002), como en *P. digueti* y *P. bouvieri* (Gutierrez-Yurrita & Latournerié Cervera, 1999). En juveniles de *P. llamas*, la relación peso-longitud presento un patrón isométrico, indicando un constante incremento en peso y longitud a través del tiempo (Rodríguez-Serna *et al.*, 2000). En este estudio el patrón de crecimiento de los juveniles de *P. clarkii* también fue isométrico en todos los tratamientos (alimento y sexo). En acociles los caracteres sexuales secundarios llegan a ser aparentes solamente cuando alcanzan la madurez sexual. Por lo tanto, el tipo de crecimiento relativo de acociles puede cambiar en algunos caracteres externos, como la quela del macho que es alométrico positivo (Rhodes & Holdich, 1979).

## 8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En los cuatro tratamientos (alimento-densidad) a los que fueron expuestos los juveniles de *P. clarkii* se presentaron diferencias significativas en el crecimiento en las últimas etapas de medición.

La interacción de alimento y densidad de los cuatro tratamientos sobre el crecimiento varió en función de la etapa de medición.

La Tasa de Incremento Relativo (TIR) varió dependiendo de la etapa de medición. El máximo fue observado en el tratamiento de alimento formulado y densidad de 3 individuos.

La Tasa de Crecimiento Específico (TCE) al final del bioensayo fue mayor en el alimento formulado para ambas densidades.

El porcentaje de sobrevivencia al finalizar el bioensayo fue mayor en el tratamiento de alimento formulado con densidad de 6 individuos.

Se recomienda realizar más estudios de las especies mexicanas de *Procambarus* con la finalidad de promover su uso y explotación en la acuicultura.



## LITERATURA CITADA

- Abrahamsson, S.A.A. 1972. Density growth and reproduction in populations of *Astacus astacus* and *Pacifastacus leniusculus* in an isolated pond. *Oikos*. 22: 373-380.
- Aiken, D. E & S.L. Waddy. 1992. The growth process in crayfish. *Reviews in Aquatic Sciences*, 6:335-381.
- Arrignon, J. 1985. La cría del cangrejo. Ed. Acribia. España. Pp107-109.
- Auvergne, A. 1982. El cangrejo de río. Cría y explotación. Primera edición Editorial Mundi-Prensa Madrid, España. 117p.
- Austin, C. M. 1995. Length-weight relationships of cultured species of Australian freshwater crayfish of the genus *Cherax*. *Freshwater Crayfish* 10 : 410-418.
- Avault, Jr. J.W. 1976. Crayfish in Europe : Some facts and folklore. Annual Meeting Louisiana Crawfish Farmers Association. 1-9.
- Avault, J.W. Jr., L. De la Bretonne. & J.V. Huner. 1974. Two major problems in culturing crayfish in ponds: Oxygen depletion and overcrowding. Second International Symposium on Freshwater crayfish. Louisiana.
- Avault, Jr. J. W., R. P. Romaire & M. R. Miltner. 1983. Red swamp crayfish *Procambarus clarkii*, 15 years research at Louisiana State University. *Freshwater Crayfish*, 5: 362-369.
- Avault, Jr. J. W. & M. W. Brunson. 1990. Crawfish forage and feeding systems. *Reviews in Aquatic Sciences*- 3: 1-10.
- Bean, R. A. & J. V. Huner. 1978. Comparison of the growth and survival of red swamp crawfish (*Procambarus clarkii* (Girard)) and white river crawfish (*Procambarus acutus acutus* (Girard)) (Decapoda: Cambaridae). *Southeastern Association of Biologists Bulletin*. 25:71.
- Beatty, J. S., D. L. Morgan & H. S. Gill. 2005. Life history and reproductive biology of the gilgie, *Cherax quinquecarinatus*, a freshwater crayfish endemic to Southwestern Australia. *Journal of Crustacean Biology*, 25(2):251-262.

Bittner, G. D & R. Kopanda. 1973. Factors influencing molting in the crayfish *Procambarus clarkii*. J. Exp. Zool. 186:7-16.

Black, J. B. 1966. Cyclic male reproductive activities in the dwarf crawfishes, *Cambarellus shufeldtii* (Faxon) and *Cambarellus puer* Hobbs. Transactions American Microscopic Society. 85: 214-232.

Black, J. B. & J. V. Huner. 1976. Cyclic male reproductive activities in the dwarf crawfishes *Cambarellus shufeldtii* (Faxon) and *Cambarellus puer* Hobbs. Transactions American Microscopic Society. 85:214-232.

Bowen, S. H. 1987. Composition and nutritional value of detritus. In: D. J. W. Moriarty and R. S. V. Pullin (Editors), Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. ICLARM Conference Proceedings 14, International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines, Pp. 192-216.

Brankston, J. D., T. B. Lawson & R. P. Romaine. 1988. Crawfish *Procambarus* Processing Plant Wastewater Characterization. American Society of Agricultural Engineers 31(2): 582-584.

Brown, P. B., P. Tazik, M. L. Hooe & W. G. Blythe. 1990. Consumption and apparent dry matter digestibility of aquatic macrophytes by male and female crayfish *Orconectes virilis*. Aquaculture 89: 55-64.

Brown, P. B., J. E. Wetzel II, A. Spacie & A. Konopka. 1992. Evaluation of naturally-occurring organisms as food for juvenile crayfish *Procambarus clarkia*. Journal of the World Aquaculture Society. 23: 211-216.

Brown, P. B., K. A. Wilson, J. E. Wetzel II & B. Hoene. 1995. Increased Densities Result in Reduced Weight Gain of Crayfish *Orconectes virilis*. Journal of the World Aquaculture Society. 26(2): 165-171.

Campos E. & S. Contreras-Balderas, 1985. First record of *Orconectes virilis* (Hagen) (Decapoda: Cambaridae) from Mexico. Crustaceana, 49:218-219.

Campos, E. & G. A. Rodríguez-Almaraz. 1992. Distribution of *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (Decapoda: Cambaridae) in Mexico: an update. Journal of Crustacean Biology, 12:627-630.

Cauge, S., M. Miltner & J. W. Avault, Jr. 1982. Range pellets as Supplemental Crayfish Feed. School of Forestry and Wildlife Management, Louisiana State University, Baton Rouge 70803. Prog. Fish-Cult. 44(1).

Carmona-Osalde, C., M. Rodríguez-Serna; M. A. Olvera-Novoa & P. J. Gutiérrez-Yurrita. 2004. Gonadal development, spawning, growth and survival of the

crayfish *Procambarus llamasi* at three different water temperatures. *Aquaculture* 232: 305-316.

Cartaxana, A. 2003. Growth of the prawn *Palaemon longirostris* (Decapoda, Palaemonidae) in Mira River and Estuary, SW Portugal. *Journal of Crustacean Biology*, 23(2):251-257.

Castilleja-Ruiz, L. L. 2005. Caracterización Biológica-Ecológica del Habitat de *Procambarus (Girardiella) regiomontanus* (Crustacea: Cambaridae) en el Parque Nacional "El Sabinal", Cerralvo, N.L., México. Tesis Profesional, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León, 101p.

Clark, D. F., J. W. Avault Jr. & S. Meyers. 1974. Effects of feeding, fertilization, and vegetation on production of red swamp crayfish, *Procambarus clarkii*. Pp. 125-138.

Colloca, F. 2002. Life cycle of the deep water Shrimp *Plesionika edwardsii* (Decapoda: Caridea) in the central Mediterranean Sea. *Journal of Crustacean Biology*, 22(2):775-783.

Comeas, M. & F. Savoie. 2002. Maturity and reproductive cycle of the female American Lobster *Homarus americanus* in the southern Gulf of St. Lawrence, Canada. *Journal of Crustacean Biology*, 22(4):762-774.

Cordero-Esquivel, B. 1988. Evaluación de tres dietas artificiales para *Procambarus clarkii* (Girard). Tesis Inédita, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE). Pp. 58.

Corey, S. 1987. "Intraspecific differences in reproductive potential, realized reproduction in the crayfish *Orconectes propinquus* (Girard, 1852) in Ontario", en *The American Midland Naturalist* 118(2): 424-431.

Cortes-Jacinto, E., Villarreal-Colmenares, H. & Rendón- Rumualdo, M. 2003. Efecto de la frecuencia alimenticia en el crecimiento y sobrevivencia de juveniles de Langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) (Decapoda: Parastacidae). *Hidrobiológica*. Vol. 13, numero 002. Universidad Autónoma Metropolitana. Iztapalapa, Distrito Federal. México. Pp. 151-158.

Correia, A. M. 1992. Length-weight relationships for two populations of red swamp crayfish *Procambarus clarkii* (Decapoda, Cambaridae), from Portugal. *Freshwater Crayfish*. 9:442-450.

Cowan, S. T. & K. J. Stell. 1979. Manual para la identificación de bacterias de importancia médica. 2da. Ed. Compañía Editorial Continental, S. A. de C. V., México.

Cronin, G., D. M. Lodge, M. E. Hay, M. Miller, A. M. Hill, T. Horvath, R. C. Bolser, N. Lindquist & M. Wahl. 2002. Crayfish feeding preferences for freshwater macrophytes: the influence of plant structure and chemistry. *Journ. Crust. Biol.* 22: 708-718.

Culley D.D., M.Z. Said & E. Rejmankova. 1985. Producing Soft Crawfish: a status report. Louisiana Sea Grant College Program. Louisiana State University. 16 pp.

Culley D.D. & L. Doubins-Gray. 1987. Update of soft crawfish research. School forestry, wildlife and fisheries. Louisiana State University.

Charlebois, P. M. & G. A. Lamberti. 1996. Invading crayfish in a Michigan stream: direct and indirect effects on periphyton and macroinvertebrates. *Journal of the North American Benthological Society* 15: 551-563.

Chen, S.; J. Jinwei & R. F. Malone. 1995. Effects of temperature on mean molt interval, molting and mortality of red swamp crawfish (*Procambarus clarkia*). *Aquaculture*. 131: 205-217.

Chien Y. H. & J. W. Avault, Jr. 1980. Production of crayfish in ricefields. *The progressive fish culturist*. 42:67-71.

Chien Y. H. & J. W. Avault, Jr. 1983. Effects of flooding dates and disposals of rice straw on crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard) culture in rice fields. *Aquaculture* 31:339-359.

D'Abramo, L. R. & E. H. Robinson. 1989. Nutrition of crayfish. *Reviews in Aquatic Sciences*. 1: 711-728.

Davis, J. T. 1983. Biology y Life History of Crawfish. Fisheries Specialist. Texas Agricultural Extension Service 1-6.

De la Brettone, L., J. W. Avault Jr. & R. O. Smitherman. 1969. Effects of soil and water hardness on survival and growth of the red swamp crawfish, *Procambarus clarkii* in plastic pool. *Proceedings of 23rt. Annual conference of the southeastern associations of game and fish commissioners*, 626-633.

De la Bretonne, L. Jr., & J. W. Avault Jr. 1971. Liming increases crayfish production. *Louisiana Agriculture*, 15(1):10

De la Bretonne, L. Jr., & J. W. Avault Jr. 1977. Egg. Development and management of *Procambarus clarkii* (Girard) in asouth Louisiana commercial crayfish pond. *Freswater Crayfish*. 3 : 133-140.

De la Bretonne, L. Jr. & R. P. Romaine. 1990. Crawfish Poduction Systems. Southern Regional Aquaculture Center. Publication No. 241.

Dendy, J. S. 1978. "Preliminary experiment with photoperiod to influence crawfish spawning", en *Aquaculture* 15: 379-382.

Denise Re-Araujo A. 1985. Crecimiento y sobrevivencia de *Procambarus clarkii* (Girard) (Crustacea: Decapoda) con diferentes temperaturas y dietas isocalóricas. *Ciencias Marinas*, México. 11(2):39-68.

Fetzner Jr. J. W. 2005. The Crayfish lobster Taxonomy Browser. [www.iz.carnegiemn.org/crayfish/NewAstacidea.com](http://www.iz.carnegiemn.org/crayfish/NewAstacidea.com)

Flores, A. A. V., Marques, F. P. & Negreiros-Franzoso, M. L. 2002. Postlarval stages and growth patterns of the spider crab *Pryomaiia tuberculata* (Brachyura, Majidae) from laboratory reared material. *Journal of Crustacean Biology* 22(2):314-316.

Garcés-Cerecero, N. H. 1994. Asimilación e ingestion del acocil *Procambarus (Girardiella)* sp. nov. (CRUSTACEA: CAMBARIDAE) a tres alimentos naturales. Facultad de Ciencias Biológicas, UANL. Nuevo León. 33 Pp.

Goyert, J. C. 1978. The intensive culture of crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard), in a recirculation water system. Doctoral dissertation. Louisiana, State University, Baton Rouge, Louisiana, USA.

Goyert, J. C & J.W. Avault, Jr. 1977. Agricultural By-Products as Supplemental Feed for Crayfish, *Procambarus clarkii*. *American Fisheries Society*. 106 (6): 629-633.

Goyert, J. C & J.W. Avault, Jr. 1978. Effects of stocking, density and subnature on growth and survival of crawfish *Procambarus clarkii* grown in a recirculating cultures system. *Proceedings of the ninth annual meeting world mariculture society*. 9:731-735.

Gutiérrez-Yurrita, P. J. & Montes, C. 1998. Environmental factors controlling the crayfish *Procambarus clarkii* activity in Doñana National Park temporary freshwater marsh, SW, Spain. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part A* 120: 713-721.

Gutiérrez-Yurrita, P. J. & J. R. Latournerié-Cervera. 1999. Populations dynamics and phenotypic comparisons among six populations of *Procambarus clarkii* from the Doñana National Park. (SW, Spain) 629-634.

Haddy, A. J., A. J. Courtney & D. P. Roy. 2005. Aspect of reproductive biology and growth of balmain bugs (*Ibacus spp*) (Scyllaridae). *Journal of Crustacean Biology*, 25(2): 263-273.

Hartnoll, R.G. 1978. The determination of relative growth in crustacea. *Crustaceana* 34:282-293.

Hartnoll, R.G. 1982. Growth. In: Abele, L. G. Editor. *The Biology of Crustacea*, Vol. 2: Embriology, morphology and genetics. Academic Press, New York. Pp 110-196.

Hartnoll, R. G. 1982. Growth. In: Abele, L. G. Editor. *The Biology of Crustacea*, Vol. 2: Embriology, morphology and genetics. Academic Press, New York. Pp. 110-196.

Hazlett, B. A. & D. Rittschof. 1985. "Variation in rate of growth in the crayfish *Orconectes virilis*", en *Journal of Crustacean Biology* 53: 341-346.

Hernández, L.; Maeda-Martínez, A. M.; Ruíz-Campos, G.; Rodríguez-Almaraz, G.; Alonzo-Rojo, F. & Sainz, J. C. 2008. Geographic expansion of the invasive red crayfish *Procambarus clarkia* (Girard, 1852) (Crustacea: Decapoda) in México. *Biol. Invasions*. 10: 977-984.

Hill, A. M. & D.M. Lodge. 1995. "Multi-trophic level impact of sublethal interactions between bass and omnivorous crayfish", en *Journal of the North American Benthological Society* 14: 306-314.

Hill, A. M., D. M. Sinars & D. M. Lodge. 1993. Invasion of an occupied niche by the crayfish *Orconectes rusticus*: potential importance of growth and mortality. *Oecologia*. 94: 303-306

Hobbs, H.H. III. 1993. Trophic relationships of North American freshwater crayfishes and shrimps. Milwaukee Public Museum, Contributions in Biology and Geology, 85: 110 pp.

Hobbs, H.H. III, J.O. Jass & J.V. Huner. 1989. A review of global crayfish introductions with particular emphasis on two North American species (Decapoda: Cambaridae). *Crustaceana*, 56:299-316.

Hobbs, H.H. Jr. 1942. The crayfishes of Florida. University of Florida Publications, Biological Science Series, 3(2), 179 pp.

Hobbs, H.H. Jr. 1962. La presencia de *Procambarus clarkii* (Girard) en los estados de Chihuahua y Sonora, México. (Decapoda, Astacidae). *Anales del Instituto de Biología*. (Universidad Nacional Autónoma de México) 23(1 y 2): 273-276.

Hobbs, H.H. Jr. 1972. Biota of freshwater ecosystems. Identification manual 9: Crayfishes (Astacidae) of North and Middle America. Water Pollution Control Series. U. S. Environmental Protection Agency, Washington, D. C., USA.

Hobbs, H.H. Jr. 1976. Crawfishes (Astacidae) of North and Middle America. Water Pollution Control Research Series. U. S. Environmental Protection Agency. Pp. 1-73.

Hobbs, H.H. Jr. 1984. On the distribution of the crayfish genus *Procambarus* (Decapoda: Astacidae). Journal of Crustacean Biology, 4:12-24.

Hobbs, H.H., Jr. 1988. Crayfish distribution, adaptive radiation and evolution. In: Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation, (eds D. M. Holdich & R.S. Lowery, pp. 52-82.

Hobbs, H.H. Jr. 1989. An Illustrated Checklist of the American Crayfishes (Decapoda: Astacidae: Cambaridae, and Parastacidae). Smithsonian Contribution to Zoology, (480): 236 pp.

Holdich, D. M. 2002. Biology of Freshwater Crayfish. Blackwell Science. London, England.

Huner, J. V. 1976. The Biological feasibility of raising baitsized. Red Swamp Crawfish *Procambarus clarkii* (Girard) in Louisiana. Dissertation Abstracts International. 36 (7).

Huner, J. V. 1977. Soft-Shell Crawfish as an Aquaculture Food Product. Feedstuffs. 49(50): 28-29.

Huner, J. V. 1978. Crawfish population dynamics as they affect production in several small, open commercial crawfish ponds in Louisiana. Proc. of World Mariculture Society. Atlanta. Pp. 619-640.

Huner, J. V. 1990. Biology, fisheries, and cultivation of freshwater crawfishes in the U.S. Aquatic Sciences. Vol. 2 (2): 229-254.

Huner, J.V. 1994. Freshwater Crayfish Aquaculture In North America, Europe, and Australia. Families Astacidae, Cambaridea and Parastacidae. J. V. Huner (Eds). Hawort Press. Pp 60-63.

Huner, J.V. 1995. Ecological observations of red swamp crayfish *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) and white crayfish *Procambarus zonangulus*, Hobbs & Hobbs 1990 as regards their cultivation in eathen ponds Freshwater Crayfish 10:456-468.

Huner, J. V. 1997. "The crayfish industry in North America", en *American Fisheries Society* 22: 28-31.

Huner, J. V. & J. W. Avault, Jr. 1976. Sequential pond flooding: A prospective management technique for extenden production of bait-size crawfish. *Transactions of the American Fisheries Society*, 105(5):637-642.

Huner, J. V. & J. W. Avault, Jr. 1985. Crawfish culture in the United State. *In*: Huner J. V. y E. E., Brown (Eds.) *Crustacean and mollusk. Aquaculture in the United States*. Avi. Publ. Co. Westport. Connecticut. 1-61 Pp.

Huner, J. V. & J. E. Barr. 1984. Red Swamp Crawfish. Biology and Exploitation. The Louisiana Sea Grant College Program, Louisiana State University, 135 pp

Huner, J. V. & J. E. Barr. 1991. Red Swamp crawfish: Biology and explotation. The Louisiana Sea Grant College Program. Louisiana State University, Baton Rouge, Louisiana.

Huner, J. V., & O. V. Lindqvist. 1991. Special problems in freshwater crayfish egg production 235-246. *In*: Crustacean production Werner, A Y A. Kuris. (Eds.) Vol. 7 Crustacean Issues. A. A. Balkem-Rotterdam-Brookfield.

Huner, J. V. & S. P. Meyers. 1979. Dietary Protein Requeriments of the Red Crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard) (Decapoda-Cambaridae), grown in a closed system. *Proc. World Maricul. Soc.* 10: 751-760.

Huner, J. V. & S. Naqvi. 1984. Invertebrate faunas and crawfish food habits in Louisiana crawfish ponds. *Proceedings Annual Conference of Southeastern Fish and Wildlife Agencies.* 38: 395-406.

Huner, J. V., M. Mody & R. Thune. 1994. Cultivation of freshwater crayfishes in North America 5-115. *In*: Freshwater crayfish aquaculture in North America, Europe and Australia, families Astacidae, Cambaridae and Parastacidae. J. V. Huner (Eds.). Hawort Press. 312 pp.

Huxley, J. S. 1924. Constant differential growth-ratios and their significance. *Natur* 14:895-896.

Huxley, J. S. 1972. Problems of relative growth. Second Edition. Dover Publication, Inc., New York. 312pp



Jarboe, H. H. & R. P. Romaine. 1995. Effects of density reduction and supplemental feeding on stunted crayfish *Procambarus clarkia* populations in earthen ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*, 26 (1): 29-37.

Jover, M., J. Fernández-Carmona, M. C. Del Río & M. Soler. 1999. Effect of feeding cooked-extruded diets, containing different levels of protein, lipid and carbohydrate on growth of red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*). *Aquaculture*, 178: 127-137.

Jussila, J. & Evans, L. H. 1996. On the factors affecting marron, *Cherax tenuimanus*, growth in intensive culture. *Freshwater Crayfish*, 11, 428-40.

Kobayashi, S. 2002. Relative growth pattern of walking legs of the Japanese mitten crab *Eriocheir japonica*. *Journal of Crustacean Biology*, 22(3):601-603.

Kotb, M.A. & R.G. Hartnoll. 2002. Aspects of the growth and reproduction of the coral gillcrab *Haplocarcinus marsupialis*. *Journal of Crustacean Biology*, 22(3):558-566.

La Caze, C. 1976. Crawfish farming. Louisiana Wildlife and Fisheries Commission Bull 7: 1-26.

La Caze, C. 1981. Crayfish farming. Fisheries Bulletin No. 7. Louisiana Wildlife and Fisheries Commission, Baton Rouge, Louisiana

Latournerié Cervera, J. R., Nacif Osorio, Y., Cárdenas Vázquez, R. J. & Romero Jarero, J. 2006. Crecimiento, Producción y Eficiencias de energía de Crias de Acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) Alimentadas con Detritus de *Egeria Densa*. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET®*, ISSN 1695-7504, Vol. VII, n° 12. Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n121206.html>

Lee, H. H. & C. C. Hsu. 2003. Population biology of the swimming crab *Portunus sanguinolentus* in the waters of the northern Taiwan. *Journal of Crustacean Biology*, 23(3):691-699.

Lochmann, R., W. R. McClain & D. M. Gatlin III. 1992. Evaluation of Practical Feed Formulations and Dietary Supplements for Red Swamp Crayfish. *Journal of the World Aquaculture Society*. 2 (3): 217-227.

Lodge D.M. & J. G. Lorman. 1987. Reductions in submersed macrophyte biomass and species richness by the crayfish *Orconectes rusticus*. *Can J. Fish. Aquat. Sci.* 44:591-597.

Lodge, D. M., M. W. Kershner & J. E. Aloï. 1994. "Effects of an omnivorous crayfish (*Orconectes rusticus*) on a freshwater littoral food web", en *Ecology* 75: 1265-1281.

López-Mejia M., F. Alvarez & L. M. Mejia-Ortiz. 2005. A new species of *Procambarus* (Crustacea: Decapoda: Cambaridae) from Veracruz, México. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 117(2):169-175.

Lorman, J. G. & J. J. Magnuson. 1978. The role crayfishes in aquatic ecosystems. *Fisheries*, 3: 8-10.

Lowery, R. S. 1988. Growth molting and reproduction. In: D. M. Moldich & R. S. Lowery (eds.) *Freshw. Crayfish: biology, management exploitation*: 83-113. (Timber Press, Portland, Oregon).

Lozano-Guerra, J & A. Escamilla-Niño. 1995. Ecology of red swamp crawfish *Procambarus clarkii* (Girard) in the Central Meseta of Spain. *Freshwater Crayfish* 8:179-200.

Lutz, C. G. & W. R. Wolters. 1986. The effect of five stocking densities on growth and yield of the red swamp crawfish *Procambarus clarkii*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 17: 33-36.

Lutz, C. G. & W. R. Wolters. 1987. The effect of five stocking densities on growth and yield of red swamp crawfish *Procambarus clarkii*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 17: 33-36.

Lutz, C. G. & W. R. Wolters. 1995. Multivariate morphological variation in a population of red swamp crawfish, *Procambarus clarkii* (Girard). *Freshwater Crayfish* 8:56-67.

Lutz C. G. & W.R. Wolters. 1999. Growth and yield of red swamp crawfish *Procambarus clarkii* stocked separately and in combination with white river crawfish *Procambarus zonangulus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 3:394-397.

MacCormack, T. J. & Demont M.E. 2003. Regional differences in allometric growth in Atlantic Canadian lobster (*Homarus americanus*). *Journal of Crustacean Biology*, 23(2)258-264.

Magnuson, J. J., Capelli, G. M., Lorman, J. G. & Stein, R. A. 1975. Consideration of crayfish for macrophyte control. In: *The Proceedings of a Symposium*

on Water Quality Management through Biological Control. (eds P.L.Brezonik & J. L. Fox), pp. 66-74. Report No ENV. 07-75-1, University of Florida, Gainesville.

Martin, J. W. & Davis, G. E. 2001. An Updated Classification of the Recent Crustacea. Natural History Museum of Los Angeles Country, Los Angeles, California. USA.124 Pp.

Mazlum, Y. 2007. Effects of temperature in the survival and growth of two cambarid crayfish juveniles. *Crustaceana*, 80 (8): 947-954.

Mazlum, Y. & A. G. Eversole. 2005. Growth and survival of *Procambarus acutus acutus* (Girard, 1852) in competitive settings. *Aquaculture Research*, 36: 537-545.

Mazlum, Y. & A. G. Eversole. 2007. Comparison of the survival, growth and yield of red swamp crayfish and white river crayfish in monoculture and polyculture systems. *Aquacult Int.*

McClain, W. R. 1995. Effects of Population Density and Feeding Rate on Growth and Feed Consumption of red Swamp Crawfish *Procambarus clarkia*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 26(1): 14-23.

McClain, W. R. 1995. Growth of Crawfish *Procambarus clarkii* a function of Density and Food Resources. *Journal of the World Aquaculture Society*. 26(1): 24-28.

McClain, W. R. 2001. Procambarid crawfish culture: an effective low input aquaculture industry. *World Aquaculture Societe Proceeding*: 419.

McClain, W. R. & R. P. Romaine. 1995. Reducing population density of effect a greater production of large crawfish. *Journal of Applied Aquaculture*. 5 (4): 1-15.

McClain, W. R. & R. P. Romaine. 2007. Procambarid Crawfish: Life History and Biology. Southern Regional Aquaculture Center. Publication No. 2403.

McClain, W. R., W. H. Neill & D. M. Gatlin III. 1992 a. Nutrient prodiles of green and descomposed rice-forages and their utilization by juvenile crayfish (*Procambarus clarkii*). *Aquaculture*. 101: 251-265.

McClain, W. R., W. H. Neill & D. M. Gatlin III. 1992 b. Partitioning the contributions of forage-based production system components to weight gain of juvenile crayfish (*Procambarus clarkii*). *Aquaculture*. 101: 267-281.

McMahon, B. R. 2002. Physiological adaptation of environment. In: Holdich, D. M. (Ed.), *Biology of Freshwater Crayfish*. Blackwell, United Kingdom, pp. 327-376.

Miltner, M & J. W. Avault, Jr. 1980. An Evaluation of Rice (*Oriza sativa*) and Japanese Millet (*Echinocloa frumentacea*) as Forage for Red Swamp Crawfish *Procambarus clarkii*. Abstracts Aquaculture/ New Orleans. Fish Culture Section of the American Fisheries Society.

Miltner, M & J. W. Avault, Jr. 1981. Rice and millet as forages for crawfish. *Louisiana agriculture*. 24(3)8-10.

Mitchel, B. D. & R. Collins. 1989. Development of field-scale intensive culture techniques for the commercial production of the yabbie (*Cherax destructor/albidus*). Completion Report for Project CAE/8660, Rural Credits Development Fund. Center for Aquatic Science, Warrnambool Institute of Advanced Education, Warrnambool, Australia.

Momot, W. T. 1984. "Crawfish Production. A Reflection of Community Energetics", en *Journal of Crustacean Biology* 4: 35-53.

Momot, W. T. 1986. Production and Exploitation of the Crayfish *Orconectes virilis*, in Northern Climates. *Can. Spec. Publ. Fish. Aquatic. Sci.* 92: 154-167.

Momot, W.T. 1995. Redefining the role of crayfish in aquatic ecosystems. *Reviews in Fisheries Science* 3 (1): 33-63.

Momot, W. T. & P. D. Jones. 1977. "The relationship between biomass, growth rate and annual production in the crayfish *Orconectes virilis*", en *Freshwater Crayfish* 3: 3-31.

Momot, W. T., H. Gowing & P. D. Jones. 1978. "The dynamics of crayfish and their role in ecosystems", en *The American Midland Naturalist* 99: 10-35.

Momot, W. T. & R. P. Romaine. 1981. Use of a Seine to Detect Stunted Crawfish Populations in Ponds, a Preliminary Report. *J. World Mariculture Soc.* 12(2): 384-390.

Montemayor, J., R. Mendoza, C. Aguilera & G. Rodríguez. 2002. Effectiveness of synthetic molecules, and animal and vegetable extracts as baits for harvesting red swamp crayfish, *Procambarus clarkia*, *Journal of Applied Aquaculture*. 12: 65-78.

Montemayor L.J., R. Mendoza, C. Aguilera & G. Rodriguez. 2009 First actions for the conservation of the crayfish *Procambarus regiomontanus*, Endangered species

from the Nuevo Leon State, Mexico. World Aquaculture Society, 2009. Veracruz, Ver. Mexico.

Morales, J. R. 1986. Evaluación de la eficiencia de utilización de tres dietas en el crecimiento de *Procambarus clarkii* (Crustacea-Decapoda) en condiciones de laboratorio. Tesis Inédita. Instituto Tecnológico del Mar, Veracruz, Ver. Pp. 17-55.

Morgan, N. C. 1980. Secondary production. In: E. D. Le Cren and R. H. Lowe-McConnell (Editors), The Functioning of Freshwater Ecosystems. International Biological Programme 22. Cambridge University Press, Cambridge, Pp. 247-340.

Morriessy, N. M. 1992. Density-dependent pond growout of single year-class cohorts of a freshwater crayfish *Cherax tenuimanus* (Smith) to two years of age. Journal of the World Aquaculture Society. 23: 154-168.

Muñoz-Ortíz, R. 1993. Eficiencia de asimilación del acocil *Procambarus clarkii* (Girard) (Crustacea-Cambaridae) a tres alimentos naturales. Tesis Inédita. Facultad de Ciencias Biológicas. U. A. N. L. Pp. 11-26.

Nakata, K. & S. Goshima. 2003. Competition for shelter of preferred sizes between the native crayfish species *Pasifectacus leniusculus* in Japan in relation to prior residence, sex difference and body size. Journal of Crustacean Biology, 23(4):897-904

Negreiros-Fransozo, M. L., K. D. Colpo & T. M. Costa. 2003. Allometric growth in the fiddler crab *Uca thayeri* (Brachyura, Ucypodidae) from subtropical mangrove. Journal of Crustacean Biology, 23(2):273-279.

Nelson R.G. & J. S. Dendy. 1979. Conditions for holding and propagating crawfish brood stock (*Procambarus clarkii*). Proc. World Maricul. Soc. 10:503-509.

Oliveira, J. & A. Fabiao. 1998. Growth responses of juvenile red swamp crayfish, *Procambarus clarkii* Girard, to several diets under controlled conditions. Aquaculture Research 29: 123-129.

Overton, J. L. & D. J. Macintosh. 2002. Estimated size at sexual maturity form female mud crabs (genus *Sylla*) from 2 sympatric species within Bon Don Boy, Thailand. Journal of Crustacean Biology, 22(4):790-792.

Payne, J. F. 1978. "Aspects of the life histories of selected species of North American Crayfishes", en *The Fisheries Bulletin* 3: 5-8.

Pelcastre, V. M. 1996. Desarrollo de Co-extraídos de Pasta de Soya (*Glycine max*) y Subproductos de Carpa Herbívora (*Ctenopharindon idella*) para Nutrición de Bagre (*Ictalurus punctatus*). Tesis de Maestría en Ciencias. F.C.B., U.A.N.L. 76 pp.

Penn, G. H. 1943. A study of the life history of the Louisiana red crawfish, *Cambarus clarkii* Girard. Ecology, 24:1-18.

Pollock, D. E. 1991. "Population regulation and stock-recruitment relationships in some crayfish and lobster populations", en A. Wenner y A. Kuris (eds.). *Crustacean egg production*. Vol. 7: *Crustacean Issues*. A. A. Balkema, Rotterdam-Brookfield.

Re-Araujo, A. D. & R. F. Bückle. 1985. Crecimiento y sobrevivencia *Procambarus clarkii* (Girard) (Crustacea-Decapoda) con diferentes temperaturas y dietas isocalóricas. Ciencias Marinas. México. 11(2): 39-68.

Reigh, R. C. & S. C. Ellis. 1994. Utilization of Animal-Protein and Plant-Protein Supplements by Red Swamp crayfish *Procambarus clarkii* Fed Formulated Diets. Journal of the World Aquaculture Society. 25 (4): 541-552.

Reigh, R. C., S. L. Braden & R. J. Laprarie. 1993. Substitution of Soybean Protein for Fish Protein in Formulated Diets for Swamp Crawfish *Procambarus clarkii*. Journal of the World Aquaculture Society. 24 (3): 329-338.

Reynolds, J. D. 2002. Growth and reproduction. In: Holdich, D. M. (Ed.), Biology of Freshwater Crayfish. Blackwell, United Kingdom. Pp. 152-191.

Rhodes, C. P. & Holdich, D. M. 1979. On size and sexual dimorphism in *Austropotambius pallipes* (Lereboullet). Acuaculture, 17,345-58.

Ricker, W. E. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. Bull. Fish. Res. Board Can. 191.382 Pp.

Rivas, R.; R. Romaine, J. W. Avault & M. Giamalva. 1978. Agricultural Forages and By-Products as Feeds for Crayfish, *Procambarus clarkii*. International Symposium of the International Association of Astacology. 4: 28-31.

Robertson, D. N. & Butler IV M.N. 2003. Growth and size of maturity in the spotted spiny lobster *Panulirus guttatus*. Journal of Crustacean Biology, 23(2) :265-272.

Rodríguez-Almaraz, G. A. 1992. Tamaño poblacional, morfometría y crecimiento de *Procambarus clarkii* (Girard) (Crustacea: Cambaridae) del área central de N. L., México. Tesis Maestría. Facultad de Ciencias Biológicas. U.A.N.L Pp. 30-55.

Rodríguez-Almaraz, G.A. 2001. Fisiología reproductiva del acocil rojo *Procambarus clarkii* (Crustacea: Decápoda) establecimiento del ciclo de maduración gonadal y evaluación de su potencial reproductivo. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Biológicas. U. A. N. L. Pp 28-40

Rodríguez-Almaraz, G. A. & G. Compean. Jiménez. 1991. Crecimiento mensual de *Procambarus clarkii* (Girard) (Decápoda: Cambaridae) en condiciones de laboratorio. Publicaciones Biológicas. F.C.B., U. A. N. L. 5(2):45-48.

Rodríguez-Almaraz, G. A., M. A. Coronado-Magdaleno & E. Campos. 1993. Distribución y Notas Ecológicas de los Acociles (Cambaridae: *Procambarus*) del Estado de Tamaulipas, México. The Southwestern Naturalist 38(4): 390-393.

Rodríguez-Almaraz, G. A. & E. Campos. 1994. Distribution and status of the crayfishes (Cambaridae) of Nuevo Leon, Mexico. Journal of Crustacean Biology, 14:729-735.

Rodríguez-Almaraz, G. A. & R. Mendoza Alfaro, 1999. "Crustáceos nativos de agua dulce: conocimiento y utilización", en 3<sup>a</sup> Reunión Nacional de Redes de Acuacultura, Cuernavaca, Morelos.

Rodríguez-Serna, M. 1999. Biología y sistemática de los Cambáridos del sudeste de México y su potencial aprovechamiento en la acuicultura. Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa, 101 Pp.

Rodríguez-Serna, M. & C. Carmona-Osalde. 2002. Balance energético del acocil *Camarellus montezumae* (Saussure) (Crustacea: Astacidae: Cambaride) pérdida de energía en la tasa metabólica. Universidad y Ciencia. 18 (36): 128-134.

Rodríguez-Serna, M.; C. Carmona Osalde; M. A. Olvera-Novoa & J. L. Arredondo-Figuero. 2000. Fecundity, egg development and growth of juvenile crayfish *Procambarus (Austrocambarus) llamasi* (Villalobos-Figueroa, 1955) under laboratory conditions. Aquaculture Research 31: 173-179.

Romaire, R. P. 1986. Water and soil quality criteria for Procambarid crawfish farms (red swamp crawfish, *Procambarus clarkii* and white river crawfish, *Procambarus acutus acutus*). School of Forestry, Wildlife and Fisheries Louisiana State University.

Romaire, R. P. 2000. Procambarid crawfish aquaculture in forage-based systems. Aquaculture America 2000. New Orleans. Pp. 285.

Romaire, R. P., Forester, J. S. & Avault, J.W. Jr., 1977. Length-weight relationships of two commercially important crayfishes of the genus *Procambarus clarkii* (Girard) and *Procambarus acutus acutus* (Girard) (Decapoda, Cambaridae), in commercial ponds. Aquaculture 81:253-274.

Romaire, R. P., Forester, J. S. & Avault, J.W. Jr., 1978. Growth and survival of stunted red swamp crawfish (*Procambarus clarkii*) in a feeding-stocking density experiment in pool. 4<sup>th</sup>. International Symposium of the International Association of Astacology, France.

Romairo, R. P., J. S. Forester, & J. W. Avault, Jr. 1979. Growth and survival of stunted red swamp crawfish *Procambarus clarkii* in a feeding-stocking density experiment in pools. *Freshwater Crayfish*. 4: 331- 336.

Romairo, R. P. & C. G. Lutz. 1989. Populations dynamics of *Procambarus clarkii* (Girard) and *Procambarus acutus acutus* (Girard) (Decapoda: Cambaridae) in commercial ponds. *Aquaculture*, 81:253-274.

Storer, T. J.; G. L. Whisson & L. H. Evans. 2002. Seasonal variation in health and condition on Marron (*Cherax tenuimanus*) from acidic and non-acidic waterbodies in the Colli Basin, Western Australia. *Freshwater Crayfish*. 13: 525-538.

Strayer, D. L. & Hummon, W. D. 1991. Gastrotricha. 7: 173- 183. *In*: Thorp, J. H. and Covich, A. P. *Ecology and Classification of North American Freshwater invertebrates*. Academic Press, Inc.

Suko, T. 1953. Studies on the development of the crayfish. I. The development of secondary sexual characters in appendages. *Science reports of Saitama University*. 1B: 77-96.

Suko, T. 1958. Studies on the development of the crayfish. VI. The reproductive cycle. *Science Reports of the Saitama University*. 3B: 79-91.

Taylor, C. A. 2002. Taxonomy and Conservation of Native Crayfish Stocks. Chapter 6. *In* *Biology of Freshwater Crayfish*. Ed. David M. Holdich. Pp. 236-255.

Taylor, C. A., Warren, M. L., Jr, Fitzpatrick, J. F., Jr., H. H. Hobbs III, R. F. Jezerinac, W. L. Plflieger & Henry W. Robinson. 1996. Conservation staufs of crayfishes of The United States and Canada. *Fisheries* I, 21(4):25-37.

Taylor, W. D. & Sanders, R. W. 1991. Protozoa. 3: 37-86. *In*: Thorp, J. H. and Covich, A. P. *Ecology and Classification of North American Freshwater invertebrates*. Academic Press, Inc.

Teisser, G. 1960. Relative growth, 537-560 pp. *In*: *The Phisiology of Crustacea*. Vol. I. Metabolism and Growth (T. H. Waterman, ed.). Academic Press, New York, 6to. .

Tenore, K. R., Cammen, l, Findlay, S. E. G. & Phillips, N. 1982. Perspectives of research on detritus: do factors controlling the availability of detritus to macroconsumers depend on its source? *J. Mar. Res.*, 40: 473-490.

Thompson, K. R., L. A. Muzinic, D. H. Yancey, C. D. Webster, D. B. Rouse & Y. Xiong. 2004. Growth, Processing Measurements, Tail Meat Yield, and Tail Meat Proximate Composition of Male and Female Australian Red Claw Crayfish, *Cherax quadricarinatus*, Stocked into Earthen Ponds. *Journal of Applied Aquaculture*. 16 (3/4): 117-129.



Villalobos-Figueroa, A. 1955. "Cambarinos de la fauna mexicana. (Crustacea: Decapoda)". Tesis de doctorado, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, 290 p.

Wallace, R. L. & Snell, T. W. 1991. Rotifera. 8: 187-240. *In*: Thorp, J. H. and Covich, A. P. Ecology and Classification of North American Freshwater invertebrates. Academic Press, Inc.

Webster, C. D., K. R. Thompson, L. A. Muzinic, D. H. Yancey, S. Dasgupta, Y. L. Xiong, D. B. Rouse & L. Manomaitis. 2004. A Preliminary Assessment of Growth, Survival, Yield, and Economic Return of Australian Red Claw Crayfish, *Cherax quadricarinatus*, Stocked at Three Densities in Earthen Ponds in a Cool, Temperate Climate. Journal of Applied Aquaculture, Vol. 15(3/4). by The Haworth Press, Inc. All rights reserved. <http://www.haworthpress.com/web/JAA>

Wetzel, J. E. II & P. B. Brown. 1993. Growth and Survival of Juvenile *Orconectes virilis* and *Orconectes immunis* at Different Temperatures. Journal of the world Aquaculture Society. 24 (3): 339-343.

Wiernicki, C. 1984. Assimilation efficiency by *Procambarus clarkii* Elodea (*Egeria densa*) and its products of decomposition. Pp. 203-215.

## APÉNDICE A

### PRUEBAS DE MICROBIOLOGÍA

#### 1. Colorantes y reactivos

##### Acetona - Alcohol

Etanol (95%)..... 700 ml.

Acetona.....300 ml.

Nota: Mezcle los dos líquidos

##### Cristal Violeta de Hucker

Solución A:

Cristal violeta..... 2.0 grs.

Etanol (95%)..... 20.0 ml.

Nota: Disuelva el cristal violeta en el etanol

Solución B:

Oxalato de amonio Q.P. ....0.8 grs.

Agua destilada.....80.0 ml.

Nota: Disuelva el oxalato de amonio en el agua destilada, mezcle las soluciones A y B.

##### Peróxido de hidrógeno al 3%

Peróxido de hidrógeno..... 3.0 ml.

Agua destilada..... 97.0 ml.

##### Reactivo de Kovac

Paradimetilamino benzaldehído..... 5.0 grs.

Alcohol amílico o butílico..... 75.0 ml.

Acido clorhídrico (37% Q.P.)..... 25.0 ml.

Nota: Disolver paradimetilamino benzaldehído en el alcohol amílico y agregar el ácido clorhídrico lentamente. Conservar en frasco ambar y de preferencia refrigerar.

##### Safranina de Gram

Safranina..... 0.25 grs.

Etanol (95%)..... 10.0 ml.

Agua destilada..... 90.0 ml.

Nota: Disuelva el colorante en el alcohol y finalmente añada el agua destilada.

##### Yodo de Gram

Yodo Q. P. ....1.0 grs.

Yoduro de potasio (KI) Q. P. .... 2.0 grs.

Agua destilada ..... 300 ml.

Nota: Mezcle el yodo y el yoduro de potasio en mortero y triture bien, hasta que quede dividido, añada agua en pequeñas proporciones y recupérelas afuera en un matraz, añada el resto del agua y mezcle bien.

## 2. Medios de cultivo

### Agar nutritivo

Extracto de carne.....	3.0 grs.
Peptona.....	5.0 grs.
Agar.....	20.0 grs.
Agua destilada .....	1000 ml.

Nota: Disuelva la mezcla de los componentes al calor agitando constantemente esterilice a 15 lbs. De presión por 15 minutos.

### Agar Soya Trypticase

Bacto triptona.....	15.0 grs.
Bacto peptona.....	5.0 grs.
Cloruro de sodio.....	5.0 grs.
Bacto agar.....	15.0 grs.
Agua destilada.....	1000 ml.

Nota: Esterilice a 15 lbs. de presión por 15 minutos, ajustar a pH 7.3 a 25°C.

### Gelatina nutritiva

Extracto de carne.....	3.0 grs.
Peptona.....	5.0 grs.
Gelatina.....	120 grs.

### Medio de cultivo SIM

Peptona de caseína.....	20.0 grs./lto.
Peptona de carne.....	6.6 grs.
Amonio y hierro (III) citrato.....	0.2 grs.
Tiosulfato sódico.....	0.2 grs.
Agar-agar.....	3.0 grs.

## **RESUMEN BIOGRÁFICO**

Nancy Bustillos Garza

Candidato para el Grado de

Maestro en Ciencias con Especialidad en Recursos Alimenticios y Producción Acuícola

Tesis: EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DEL ACOCIL ROJO *Procambarus clarkii* (GIRARD, 1852) CON UN ALIMENTO NATURAL Y UNA DIETA FORMULADA BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO.

Campo de estudio:

Datos Personales: Nacida en Monterrey, Nuevo León el 13 de Enero de 1978, hija de José Gilberto Bustillos Muñoz y Sulema Garza Gutiérrez.

Educación: Egresada de la Universidad Autónoma de Nuevo León, grado obtenido de Biólogo en 2000.

Experiencia Profesional: Supervisor de Control de Calidad en la Planta Pasteurizadora de LALA, Monterrey de 2002 a 2005, Maestro de Asignatura en la Preparatoria 16 de la Universidad Autónoma de Nuevo León desde Agosto de 2006 a la fecha. Responsable del Programa de Educación Ambiental de la Preparatoria 16 de la UANL desde Agosto de 2008 a la fecha. Auditor Interno del Comité de Calidad

de la Preparatoria 16 de la UANL de Febrero de 2011 a la fecha. Coordinador de la Academia de Biología de la Preparatoria 16 de la UANL desde Febrero de 2011 a la fecha. Integrante del Comité de Sustentabilidad de la Preparatoria 16 de la UANL adscrito a la Secretaria de Desarrollo Sustentable de la misma Universidad.